

DEPARTEMENT DE AGRONOMIE

N°...../SNV/2021

THÈSE

Présentée par

SEBBANE Mahieddine

Pour l'obtention du diplôme de

DOCTORAT 3^{ÈME} CYCLE

Filière: SCIENCES AGRONOMIQUES

Spécialité: PRODUCTION VÉGÉTALE

THÈME

**Opportunités d'amélioration de la production de blé dur en zone à
contrainte hydrique**

Soutenue publiquement le 22/11/2021

DEVANT LE JURY

Président	Rouag Nouredine	Pr. UFA Sétif 1
Directeur	Hafsi Miloud	Pr. UFA Sétif 1
Examineurs	Kara Youcef	Pr. UM Constantine
	Bousba Ratiba	Pr. UM Constantine
	Mebarkia Amar	Pr. UFA Sétif 1
	Guendouz Ali	MRA INRAA Sétif

Laboratoire d'Amélioration et du Développement de la Production Végétale et Animale

SOMMAIRE

Remerciements

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

ملخص

Résumé

Abstract

Introduction 01

Bibliographie

Blé dur 03

I.1. Historique 03

I.2. Importance..... 03

I.3. Biologie..... 04

I.4. Exigences 05

I.4.1. Températures 05

I.2.2. Eau 05

I.4.3. Lumière 05

I.4.4. Sol 06

I.5. Cycle de culture 06

I.5.1. Installation de la culture..... 06

I.5.2. Développement de la culture 07

I.5.3. Entretien de la culture 07

II. Déficit hydrique (Sécheresse) 09

II.1. Sécheresse..... 09

II.2. Effet de la sécheresse sur la plante 09

II.3. Adaptation à la sécheresse 10

II.4. Amélioration du blé pour la tolérance à la sécheresse 11

II.4.1. Utilisation des caractères phénotypiques 12

II.4.2. Utilisation des abris de pluies (Rain Shelter) 12

II.4.3. Utilisation des techniques de haute capacité de traitement automatisé des données phénotypique 12

II.4.4. Utilisation des marqueurs biochimiques 12

II.4.5. Utilisation des gènes et des QTLs 13

II.4.6. Utilisation du séquençage de la nouvelle génération (NGS) et le génie génétique 13

II.4.7. Intégrations des approches omiques dans l'amélioration 13

II.5. Sélection pour la stabilité 14

III. Symbiose mycorhizienne arbusculaire..... 14

III.1. Types de mycorhizes 15

III.1.1. Ectomycorhizes 15

III.1.2. Endomycorhizes 15

III.1.2.1. Mycorhizes éricoïdes 15

III.1.2.2. Mycorhizes arbutoides 16

III.1.2.3. Mycorhizes monotropoides 16

III.1.2.4. Mycorhizes des orchidées 16

III.1.2.5. Mycorhizes à arbuscules 16

III.1.7. Ectendomycorhizes 16

III.2. Mycorhizes à arbuscules (MA)..... 16

III.2.1. Partenaire végétal 16

III.2.2. Partenaire fongique 17

III.3. Formation des mycorhizes à arbuscules 18

III.3.1. Phase asymbiotique : Développement des hyphes dans le sol..... 18

III.3.2. Phase pré-symbiotique : Rencontre avec la racine et pénétration 18

III.3.3. Phase symbiotique : Prolifération intraracinaire et formation des différentes structures..... 19

III.4. Fonctionnement du mycorhize : la symbiose mutualiste..... 20

III.4.1. Avantages pour le champignon 20

III.4.2. Avantages pour la plante-hôte	20
III.4.2.1. Amélioration de la nutrition minérale	21
III.4.2.2. Amélioration de la tolérance à la sécheresse	22
III.4.2.3. Amélioration de la tolérance au stress oxydatif	23
III.4.2.4. Amélioration de la tolérance au stress salin	23
III.4.2.5. Amélioration de la tolérance au stress thermique	23
III.4.2.6. Amélioration de la tolérance des pathogènes	23
III.4.3. Bienfaits des Mycorhizes à arbuscules à l'échelle de l'agroécosystème	24
III.5. Utilisation des CMA comme biofertilisant	25

Première partie : Evaluation de la performance, tolérance et la sécheresse, stabilité et adaptabilité de quelques génotypes de blé dur en zone semi-aride.

I. Performance de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride.....	27
I.1. Matériels et Méthodes	27
I.1.1. Matériel végétal	27
I.1.2. Zone d'étude	27
I.1.3. Installation et conduction des expérimentations.....	28
I.1.4. Mesures effectués	29
I.1.5. Analyse statistique.....	29
I.2. Résultats et discussion.....	29
I.2.1. Conditions climatiques	29
I.2.2. Evaluation de la performance	31
I.3. Conclusion	34
II. Evaluation de la tolérance à la sécheresse par le moyen des indices de tolérance	35
II.1. Méthodes	35
II.2. Résultats et discussion	36
II.2.1. Indices de tolérance à la sécheresse	37
II.2.2. Corrélations entre les différents indices de tolérance et les rendements en conditions favorables (Yf) et sous stress (Ys)	39
II.2.3. Typologies des génotypes	40
II.2.4. Analyse des composantes principale (ACP) des indices de tolérances, Yf et Ys	42
II.3. Conclusion	43
III. Evaluation de la stabilité et l'adaptabilité de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride	44
III.1. Méthodes	44
III.1.1. Indices non paramétriques	44
III.1.1.1. Indice TOP THIRD ou le premier tiers (Fox et al., 1990)	44
III.1.1.2. Indices S1, S2, S3 et S6 de Huhn (1990) et Nassar and Huhn (1987)	44
III.1.1.3. Indices de stabilité de Thennarasu (1995)	45
III.1.2. Indices basés sur la variance	45
III.2.1. Variances (Var) et coefficient de variation (CV) de rendements	45
III.2. 2. Ecovalence de Wricke (Ecoval)	45
III.3.3. Variance de Shulka	45
III.2.4. Indice de confiance génotypique (Wi)	45
III.2.5. Indice de supériorité (Pi)	45
III.1.3. Analyse de la régression conjointe	46
III.1.4. Analyse multivariée	46
III.1.4.1. Analyse AMMI.....	46
III.1.4.1.1. Indices basés sur AMMI.....	46
III.1.4.2.1. L'ASV	46
III.1.4.2.2. L'indice SIPC	46
III.1.4.2.3. L'indice EV	47
III.1.4.2.4. L'indice ZAi:.....	47

III.1.4.2.5. L'indice WAAS	47
III.1.4.3. Analyse GGE	47
III.2. Résultats et discussion	48
III.2.1. Evaluation de la stabilité par des indices non paramétriques.....	48
III.2.1.1. L'indice TOP	48
III.2.1.2. Indices S1, S2, S3 et S6 de Huhn (1990) et Nassar and Huhn (1987)	48
III.2.1.3. Indices de stabilité de Thennarasu	48
III.3. Indices basé sur la variance	49
III.2.1. Variances (Var) et coefficient de variation (CV) de rendements	49
III.2.2. Ecovalence de Wricke (Ecoval).....	50
III.2.3. Variance de Shulka	50
III.2.4. Indice de confiance génotypique (Wi)	50
III.2.5. Indice de supériorité (Pi)	50
III.3.3. Analyse de la régression.....	52
III.3.3.1. Coefficient de régression	52
III.3.3.2. Variance des déviations de la régression (S^2_{ij})	54
III.4. Analyse multivariée	54
III.4.1. Analyse AMMI	55
III.4.1.1. Indices de stabilité basés sur l'AMMI	58
III.4.2. Analyse GGE	60
III.4.2.1. Biplot GGE (Basic GGE)	61
III.4.2.2. Adaptabilité des génotypes	61
III.4.2.3. Performance moyenne et stabilité des génotypes	63
III.5. Conclusion	67

Deuxième Partie : Possibilité d'exploitation des mycorhizes arbusculaires dans la production de blé dur en zone semi-aride

I. Introduction.....	68
II. Effet de l'inoculation par les CMA sur le blé dur : Inoculation en pot	69
II.1. Matériels et Méthodes	69
II.1.1. Installation et déroulement de l'expérimentation	69
II.1.2.2. Mesures	70
II.1.3. Analyse des donnés.....	71
II.2. Résultats discussions.....	71
II.2. 1. Colonisation racinaire par les CMA et densité des spores.....	71
II.2.2. Mesures sur la feuille	72
II.2.3. Taux de proline et des sucres solubles.....	72
II.2.4. Mesures morphologiques	74
II.2.5. Caractères agronomiques.....	77
II.2.6. Corrélations	78
II.3. Discussion	81
II.3.1. Colonisation racinaire et densité es spores	82
II.3.2. Mesures physiologiques	82
II.3.3. Caractères morphologiques	82
II.3.4. Caractères agronomiques.....	83
II.3.5. Corrélations.....	84
II.3.6. Dépendance génotypique.....	84
II.4. Conclusion	85
III. Effet de l'inoculation par les CMA sur le développement de blé dur en plein champs	
III.1. Matériels et méthodes.....	86
III.1.1. Installation et conductions des essais.....	86
III. 1.2. Condition climatiques.....	86
III.1.3. Mesures effectuées	86
III.1.3.1. Taux de colonisation racinaire par les CMA.....	86
III. 1.3.2. Paramètres morphologiques et physiologiques.....	87
III.1.3.3. Paramètres agronomiques.....	87

III.1.3.4. Analyse des données.....	87
III.2. Résultats ...	88
III.2.1. Colonisation racinaire	88
III.2.2. Mesures morphologiques et physiologiques	91
III.2.3. Paramètres agronomiques	93
III.3. Discussion	97
III.3.1. Colonisation racinaire	97
III.3.2. Mesures morphologiques et physiologiques	98
III.3.3. Paramètres agronomiques	99
III.4. Conclusion.....	101
IV. Effet de travail du sol et du semis direct sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur	
IV.1. Introduction.....	102
IV.2. Matériel et méthodes.....	102
IV.2.1. Zone étude.....	102
IV.2.2. Echantillonnage	102
IV.2.3. Masures.....	103
IV.2.3.1. Analyse du sol.....	103
IV.2.3.2. Taux de colonisation racinaire par les CMA.....	103
IV.2.3.3. Isolement et dénombrement des spores.....	103
IV.2.4. Analyse des données.....	104
IV.3. Résultats	104
IV.3.1. Conditions climatiques.....	104
IV.3.2. Caractéristiques du sol	104
IV.3.3. Colonisation racinaire par les CMA et abondance des spores.....	105
IV.3.3. Corrélations et analyse en composante principales (ACP).....	107
IV.4. Discussion	108
IV.5. Conclusion.....	110
Conclusion générale.....	111
Références bibliographiques.....	

Remerciements

Je remercie mon directeur de thèse le professeur Hafsi Miloud qui a accepté de diriger ce travail. Je le remercie pour son aide, sa patience, ses conseils précieux qui ont conduit à l'achèvement de ce travail. Qu'il trouve ici l'expression mon respect et gratitude.

Mes remerciements vont aussi au professeur Rouag Noureddine, qui m'a fait l'honneur de présider le jury et aux professeurs Kara Youcef, Bousbaa Ratiba, Mebarkia Amar et au docteur Guendouz Ali d'avoir pris le temps d'examiner et juger ce travail.

Ma gratitude va aussi aux professeurs Houcher Bekhouche, Benia Farida et Mebarkia Amar, directeurs du laboratoire dans le quel j'ai réalisé mes travaux et à tout les membres et le personnel du laboratoire d'amélioration et de développement de la production végétale et animale.

J'exprime aussi ma gratitude à Mme Labidi Sonia pour son accueil dans son laboratoire dans lequel j'ai réalisé une partie de mon travail. Je la remercie aussi pour l'aide et la contribution dans ma formation.

Je remercie l'équipe de l'ITGC de Sétif particulièrement monsieur Bachir Adel pour la fourniture des semences et l'aide dans la partie expérimentale.

Ma gratitude à toutes les personnes qui ont contribué à ma formation et la réalisation de ce travail.

Liste des tableaux

Revue bibliographique

Tableau 01	Les effets de l'inoculation par CMA dans les publications durant 3 ans dont quelques méta-analyses et des articles review (*) collectés par Thrikell <i>et al.</i> , (2017).....	26
Première partie : Evaluation de la performance, tolérance et la sécheresse, stabilité et adaptabilité de quelques génotypes de blé dur en zone semi-aride		
Tableau 01	Nom, Pédigrée, et Origine de 17 génotype étudiés.....	28
Tableau 02	Informations sur les 5 essais effectués.....	29
Tableau 03	Précipitations et températures moyennes des campagnes 2016-2017, 2018-2019, 2019-2020 et la moyenne de la période 1981-2015 (ONM, 2020).....	31
Tableau 04	Rendement moyen de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride et la signification (P) de l'effet de génotype et de bloc dans chaque environnement.....	32
Tableau 05	Analyse de la variance des rendements de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.....	33
Tableau 06	Rendement moyen de 17 génotypes dans les environnements E1, E2, E3, E4 et E5, dans l'ensemble des environnements (RMG) et les rendements moyens des environnements.....	36
Tableau 07	Indices de tolérance au stress de 17 génotypes de blé dur en zone semi-aride.....	38
Tableau 08	Matrice des corrélations (Pearson) entre les différents indices de tolérance au stress et les rendements en conditions favorables (Yf) et de stress (Ys).....	44
Tableau 09	Classification Hiérarchique Ascendante (CHA) de 17 génotypes de blé dur selon les valeurs des indices de tolérance au stress.....	41
Tableau 10	Indice de tolérance de stress moyen des 3 classes issues de CHA et des objets centraux	42
Tableau 11	Cosinus carrés des observations et des variables dans l'ACP biplot	43
Tableau 12	Indices de stabilité non paramétriques des productions de 17 génotype de blé dur.....	49
Tableau 13	Rendement et indices de stabilité basés sur variance de 17 génotypes de blé cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.....	52
Tableau 14	Analyse de la régression conjointe des rendements moyens de 17 génotypes de blé....	53
Tableau 15	Rendement (t/ha), pente (bi), déviation (Si), variance de déviation(Sij ²), coefficient de détermination (R ²) et signification de la différence de la régression moyenne (P) de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride.....	54
Tableau 16	Analyse AMMI de 17 génotypes de blé dur cultivés en 5 environnements en zone semi-aride.....	56
Tableau 17	Rendements moyens de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride et scores PC1 et PC2 sur les 2 premiers axes de l'analyse AMMI des génotypes et des environnements.....	57
Tableau 18	Rendement moyen, indices de stabilité basés sur l'analyse AMMI de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.....	60
Deuxième Partie : Possibilité d'exploitation des mycorhizes arbusculaires dans la production de blé dur en zone semi-aride.		
Tableau 01	Moyennes des taux colonisation totale (TCT), arbusculaire (TCA) et vésiculaire (TCV) des racines par les CMA, et la densité des spores (DS) de 3 génotypes de blé dur avec ou sans déficit hydrique et par génotypes et signification (P) des effets de génotype, d'irrigation et leur interaction sur ces paramètres	72

Tableau 02	Moyennes des mesures physiologiques au stade floraison chez 3 géotypes de blé dur avec ou sans déficit hydrique, avec ou sans inoculation par les champignons mycorhizien arbusculaires et la signification (P) des effets du géotype, l'inoculation, l'irrigation et leurs interactions sur ces mesures	73
Tableau 03	Moyennes des mesures morphologiques au sage floraison et signification (P) des effet des facteurs et des interactions sur les mesures morphologiques	75
Tableau 04	Moyennes des mesures morphologiques et physiologique par différents traitements	76
Tableau 05	Signification (P) des effets de des effets de Géotypes (G), inoculation (In), irrigation (Ir) et leurs interactions	77
Tableau 06	Moyennes des paramètres agronomiques de diffirents traitements	79
Tableau 07	Corrélations significatives (P) entres les différentes mesures effectuées.....	81
Tableau 08	Moyennes des taux de colonisation racinaires par les CMA de 5 géotypes de blé dur inoculé (M) et non inoculé (NM) dans 3 environnements (E1, E2, E3) en zone semi-aride et la signification (P) des effets de Géotype, Inoculation, bloc et (géotype x inoculation).....	88
Tableau 09	Moyennes des taux de colonisation racinaires par les CMA de 5 géotypes de blé dur inoculés et non inoculés dans 3 environnements en zone semi-aride et la signification (P) des effets de Géotype (G), Inoculation (I) , bloc et G* I, Environnent (E), (E*G), (E * I), (E*G* I)	90
Tableau 10	Moyennes de paramètres morphologiques et physiologiques chez 5 géotypes de blé sur inoculés et non inoculés par les CMA dans 3 environnement en zone semi-aride et signification (P) des effets de l'inoculation, de géotype et de leur interaction sur ces paramètres	91
Tableau 11	Signification (P) des effets de Géotype (G), Inoculation (I), bloc et (G*I), Environnent (E), (E*G), (E*I),(E*G* I) sur les paramètres morphologiques et physiologiques.....	92
Tableau 12	Moyennes des paramètres agronomiques de 5 géotypes de blé dur avec et sans inoculations par les CMA dans E1 et et signification (P) des effets de l'inoculation, de géotype et de leur interaction	93
Tableau 13	Moyennes des paramètres agronomiques de 5 géotypes de blé dur avec et sans inoculations par les CMA dans E2 et signification (P) des effets de l'inoculation, de géotype et de leur interaction	95
Tableau 14	Moyennes des paramètres agronomiques de 5 géotypes de blé dur avec et sans inoculations par les CMA dans E3 et signification (P) des effets de l'inoculation, de géotype et de leur interaction	95
Tableau 15	Signification (P) des effets de Géotype, Inoculation, bloc et Géotype * Inoculation, Environnent, Environnent*Géotype, Environnent*Inoculation, Environnent*Géotype* Inoculation sur les paramètres agronomiques dans 3 environnements combinés	96
Tableau 16	Coordonnées, altitude, variété et mode conduction (Pluvial/ Irrigué) des sites d'étude .	103
Tableau 17	Caractéristiques pédologiques des parcelles étudiées.....	102
Tableau 18	Moyennes des taux de colonisation racinaires total (TCT), arbusculaire (TCA) et Vésiculaire (TCV) et la densité des spores (DS) dans les parcelles et la signification (P) de l'effet Site, Travail du sol et Site* Travail du sol	105
Tableau 19	Matrice des corrélations entre les taux de colonisations racinaire, la densité des spores et les caractéristiques du sol.....	107

Liste des Figures

Revue Bibliographique

Figure 01	Evolution des productions, des surfaces récoltées et des rendements de blé en Algérie entre 1997 et 2018 (http://faostat.fao.org)	4
Figure 02	Les différents types d'associations mycorhiziennes (Selosse et Le Tacon (1998) Modifiée).....	16
Figure 03	Classification des Glomeromycota (modified from Redecker et al., 2013).....	19
Figure 04	Structures formées par les Mycorhizes Arbusculaires (Nelson et Spaner, 2012).....	21

Première partie : Evaluation de la performance, tolérance et la sécheresse, stabilité et adaptabilité de quelques génotypes de blé dur en zone semi-aride

Figure 01	Courbes embrothemiques des compagnes : 2016-2017, 2018-219, 2019-2020a, 2019-2020b, et la moyenne de la période 1981-2015 (ONM : 2020).....	30
Figure 02	Rendements moyens 17 génotypes de blé dur cultivés en 5 environnements en zone semi-aride .	35
Figure 03	Présentations graphiques des classes issues de la classification ascendante hiérarchique selon des indices de tolérance à la sécheresse de 17 génotypes de blé dur cultivés en zone semi-aride ...	41
Figure 04	Biplot de l'ACP des indices de tolérances et des rendements en conditions favorables et défavorable de 17 génotypes de blé dur.	43
Figure 05	Droites de régression des rendement de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride	53
Figure 06	AMMI1 biplot du rendement moyen en grain des génotypes et des environnements (main effets) conte la stabilité (PC1) de 17 génotypes cultivé dans 5 environnements en zone semi-aride	56
Figure 07	AMMI2 biplot des interractions (PC1 contre PC2) de 17 génotypes cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride	58
Figure 08	Biplot GGE basique et polygone (Which one and where ?) d'une analyse GGE des rendements 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride	62
Figure 09	Biplot de Performance Moyenne et stabilité et Classement des génotypes pour la (stabilité performance) par l'analyse GGE	64

Deuxième Partie : Possibilité d'exploitation des mycorhizes arbusculaires dans la production de blé dur en zone semi-aride.

Figure 01	Courbes embrothemiques des compagnes : 2018-219, 2019-2020a, 2019-2020b, et la moyenne de la période 1981-2015 (ONM, 2020).....	87
Figure 02	Effet de l'inoculation sur des caractères morphologiques, physiologiques et agronomiques sur les 3 essais.....	97
Figure 03	Moyennes des Biomasses et des Rendements des génotypes et des essai avec (M) ou sans inoculation (NM)	97
Figure 04	Courbe Embrothermique de la compagne agricole 2016/2017(ONM , 2018).....	104
Figure 05	Racine de blé dur colonisée par des champignons mycorhiziens arbusculaires	106
Figure 06	Quelques morphotypes des spores et des sporocarpes des champignons mycorhiziens arbusculaires	106
Figure 07	Taux de colonisation racinaire par les CMA et la densité en spore en fonction du site et de système du travail du sol.....	106
Figure 08	Biplot de l'analyse des composantes principale des taux de colonisation racinaire par les CMA, de densité des spores et des caractéristiques pédologiques.	107

Liste des abréviations

ACIA	Agence canadienne d'inspection des aliments
ACP	analyse en composantes principales
Alt.	Altar 84
AMMI	Additive Main Effect and Multiplicative Interaction
Anova	Analysis of Variance
ASV	Indice de stabilité AMMI (AMMI stability value)
BD	Bidi17
bi	Coefficient de régression
BM	Biomasse aérienne
BM	Biomasse
Bous	Bousselem
Bout	Boutaleb
CHA	Classification Hiérarchique Ascendante
CE	Conductivité électrique
Cl	classe
cm	centimètre
CMA	Champignon mycorhizien arbusculaire
CV	Coefficient de variation (Coefficient of variability)
DK	Djenah Khotifa
DMnB	Distance minimale au barycentre
DMxB	Distance maximale au barycentre
DMxB	Distance moyenne au barycentre
DS	Densité des spore
E	Environnement
Ecoval	Ecovalence
FAO	Food And Agriculture Organization
Fig.	Figure
G	Génotype
GGE	Genotype main effect and genotype x environment interaction
GMP	Moyen géométrique de la productivité
GR	Guemgoum R'kham
Gtd	Gtadur Dur
Hd	Hedba3
HMP	moyen de productivité harmonique
HMP	Moyen de productivité harmonique
HT	Hauteur de la tige
IGE	Interaction Génotype * Environnement
IR	Indice de récolte
ITGC	Institut Technique des Grandes cultures
Ko	Korifla
LSD	Least significant difference (la plus petite différence significative)
M ha	millions d'hectares
MA	Mycorhize arbusculaire
Mas	Massinissa
MBB	Mohamed Ben Bachir
Meg	Megress
Mha	Millions d'hectare
MO	Matière organique
MP	productivité moyenne
MP	Productivité moyenne
Mt	millions de tonnes
N(1), N(2), N(3), N(4)	Thennarasu's stability statistics
NE	Nombre d'épis
NE	Nombre d'épi par m ²
NEF	Nombre d'épillets fertiles

NET	Nombre d'épillets total
NGE	Nombre de grains par épi
Obj	Objets
OE	Oued Elbared
ONM	Office National Météorologique
OZ	Oued Zenati
P	Phosphore
P2O5	Phosphore disponible
PF	Poids frais
Pi	indice de supériorité
PMG	Poids de mille graines
PRL	Proline dans les feuille
PS	Poids sec
PS	Pois spécifique
r	Coefficient de corrélation
RG	Rendement en grains
SCE	Somme carré des écarts
SD	Semis direct
Sdi	déviations de la régression
Sim	Simeto
SM	Somme des poids
SSI	Indice de susceptibilité au stress
SSR	Sucres solubles dans les racines
STI	Indice de tolérance au stress
STI	indice de stabilité au rendement
t/ha	Tonne par hectare
TC	Travail conventionnel du sol
TCA	Taux de colonisation arbusculaire
TCR	Taux de colonisation racinaire
TCV	Taux de colonisation vésiculaire
TOL	tolérance au stress (Indice)
UFAS 1	Université Ferhat Abbes Sétif 1
Var	Variance
VIC	Variance intra-classe
Vit	Vitron
VR	Volume racinaire
W	Waha
WAAS	Weighted Average of Absolute Scores
Wi	Genotypic confidence index
Wi_f	Indice de confiance génotypique en milieu favorables,
Wi_g	indice de confiance génotypique générale
Wi_u	indice de confiance génotypique en milieu défavorables
Y	Rendement
Yf	Rendement en conditions favorables
Ys	Rendement en conditions défavorables
YSI	Indice de tolérance au stress
YSI	Indice de stabilité au rendement
Zai	absolute value of the relative contribution of IPCAs to the interaction
Zn	Zinc
ȲF	moyenne des rendements favorables
ȲS	moyenne de rendements en conditions de stress

ملخص

العنوان : فرص تحسين إنتاج القمح الصلب في المناطق المعرضة للجفاف

يستكشف هذا العمل فرص لتحسين إنتاج القمح الصلب في المناطق المعرضة للجفاف. يمكن تلخيص العمل المنجز في قسمين. يقدم القسم الأول تقييماً لـ 17 نمطا وراثياً من القمح الصلب المزروع في 5 اوساط خلال المواسم 2017/2016، 2018/2019 و 2020/2019 في سطيف (الجزائر). أظهر تحليل التباين للمحصول أن تأثير الوسط (E)، والتي اختلف حسب توفر المياه بشكل رئيسي، كان الأكبر، يليه تأثير تفاعل النمط الوراثي مع الوسط (IGE) ثم التأثير الرئيسي للنمط الوراثي (G). تأثير G يشير إلى وجود تنوع جيني من أجل الانتقاء ويشير تأثير IGE إلى إمكانية اختيار أنماط وراثية ذات التكيف الواسع أو الخاص. انتاج الأنماط الوراثية تحت الاجهاد كان ربع إنتاجها في ظل الظروف المواتية. كان تأثير هذا الإجهاد على الأنماط الجينية بشكل متباين حسب مؤشرات تحمل الإجهاد المحسوبة. تم تكملة هذا الحساب بتصنيف هرمي تصاعدي وتحليل للمكونات الرئيسية التي وزعت الأنماط الجينية على 3 مجموعات، تتميز الأولى بإنتاجية متوسطة وتحمل عال للإجهاد، والثانية بإنتاجية منخفضة نسبياً، خاصة تحت الإجهاد. أما الثالثة فتتميز بتحمل متوسط للإجهاد وإنتاجية عالية في الظروف المواتية. استقرار الانتاجية تباين بين الأنماط الوراثية وفقاً لمؤشرات الاستقرار المحسوبة ووفقاً للأهمية الممنوحة للإنتاجية من قبل هاته المؤشرات. مؤشرات الاستقرار من النوع الثابت تمنح أهمية قليلة أو منعدمة للإنتاجية، على عكس مؤشرات الاستقرار الديناميكي. التحليل حسب نموذج AMMI استطاعت أن يمثل (87.9%) من تغيرات الـ IGE ، والذي يعتبر أفضل من الانحدار المشترك (12.88%). سمح معلم 1AMMI بإظهار إنتاجية الأنماط الجينية وال اوساط بالإضافة إلى استقرار انتاجية الأنماط الجينية، بينما سمح معلم 2AMMI بإظهار مساهمة البيئات والأنماط الجينية في تباين المحصول وإبراز وجود أو غياب تكيف الخاص للأنماط الجينية مع اوساط الدراسة. مكن تحليل أنموذج GGE من تمثيل (79.71%) من تغيرات (النمط الوراثي + تفاعل النمط الوراثي مع الوسط) (G + IGE). مكنت المعالم الناتجة عن هذا النموذج من تقدير انتقائية الاوساط تجاه الأنماط الجينية، واستقرار الأنماط الجينية وكذلك التلاؤم بين الأنماط الجينية و اوساط الدراسة. أتاحت هذه الطريقة أيضاً ترتيب الأنماط الجينية من خلال الثنائية (الاستقرار / الإنتاجية) عبر اوساط الدراسة.

الجزء الثاني من البحث يستكشف إمكانية استغلال الفطريات الجذرية الشجرية في إنتاج القمح الصلب. كان لمعالجة 3 أنماط وراثية من القمح الصلب في أصص مع/أو بدون إجهاد مائي في نهاية الدورة بالفطريات الجذرية الشجرية تأثير إيجابي على النمو، الإنتاج، نجاعة استخدام المياه، وتحمل الجفاف في نهاية الدورة. كان للمعالجة الحقلية بالفطريات الجذرية الشجرية لـ 5 أنماط وراثية من القمح الصلب تأثير إيجابي على معدل استعمار الجذور من طرف الفطريات الجذرية الشجرية، تحمل الجفاف، نجاعة استخدام المياه وانتقال منتجات التركيب الضوئي إلى الثمار، مما أدى إلى تحسن معتبر في المحصول. أظهرت المقارنة بين تأثير خدمة التربة التقليدية والبذر المباشر على الفطريات الجذرية الشجرية في القمح الصلب في 3 مواقع في سطيف تبايناً في نسبة استعمار الجذور بين المواقع وأنظمة خدمة التربة، بينما تباينت كثافة الأبواغ بين المواقع. حسن نظام البذر المباشر نسبة استعمار الجذور بمقدار النصف مقارنة بخدمة التربة التقليدية وكان هذا التحسن أكثر أهمية في المواقع المعرضة للجفاف. ارتبطت نسب استعمار الجذور بشكل إيجابيا مع نسبة المادة العضوية ودرجة الحموضة في التربة وارتبطت سلباً بمستويات الفوسفور المتاح في التربة.

الكلمات المفتاحية: القمح الصلب (*Triticum durum Desf*)، إجهاد مائي، تحمل الجفاف، استقرار الإنتاجية، الفطريات الجذرية الشجرية، الأسمدة الحيوية.

Résumé

Titre : Opportunités d'amélioration de la production de blé dur en zone à contrainte hydrique.

Ce travail explore des possibilités d'amélioration de la production de blé dur en zones à contrainte hydrique. Les travaux réalisés se résument dans deux parties. La première partie présente une évaluation de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements durant les campagnes 2016/2017, 2018/2019 et 2019/2020 à Sétif (Algérie). L'analyse de variance des rendements a montré que l'effet de l'environnement (E) qui a varié principalement par la disponibilité de l'eau, a été le plus important, suivi par l'effet de l'interaction géotype*environnement (IGE) puis l'effet principal du géotype (G). L'effet de G indique une variabilité génétique pour la sélection et l'effet de l'IGE suggère la possibilité de sélectionner des géotypes avec une large ou une spécifique adaptation. La performance des géotypes sous stress a représenté un quart de la performance en conditions favorables. Cet impact du stress a affecté différemment les géotypes selon les indices de tolérance au stress calculés. Ce calcul a été complété par une classification hiérarchique ascendante et une analyse des composantes principales qui ont réparti les géotypes en 3 groupes, le premier groupe se caractérise par une productivité moyenne et une tolérance importante au stress, le 2^{ème} par une productivité relativement faible surtout sous stress et le 3^{ème} par une tolérance moyenne au stress et une performance élevée en conditions favorables. La stabilité de la performance des géotypes a varié selon les indices calculés et selon la considération apportée à la productivité par ces derniers. Les indices de stabilité de type statique apportent peu ou aucune importance à la performance à l'opposé des indices de stabilité dynamique. L'analyse d'AMMI a représenté 87,9% de l'IGE, mieux que la régression conjointe (12,88%). Le biplot AMMI1 a permis de visualiser la productivité des géotypes et des environnements ainsi que la stabilité des géotypes, tandis que le biplot AMMI2 a permis de visualiser la contribution des environnements et des géotypes dans la variation des rendements et de visualiser la présence ou l'absence d'une adaptation spécifique des géotypes aux environnements d'étude. L'analyse de GGE a représenté (79,71%) des variations (G+IGE). Les biplots issus de cette analyse ont permis d'apprécier la sélectivité des environnements envers les géotypes, la stabilité des géotypes ainsi que l'affinité entre les géotypes et les environnements d'étude. Cette méthode a permis aussi de classer les géotypes par la combinaison (stabilité/performance) par rapport aux environnements d'étude.

La deuxième partie explore la possibilité d'exploitation des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) dans la production de blé dur. L'inoculation par les CMA de 3 géotypes de blé dur en pot avec ou sans déficit hydrique en fin de cycle a eu un effet positif sur la croissance, la production, l'efficacité d'utilisation de l'eau et la tolérance à la sécheresse en fin de cycle. L'inoculation par les CMA de 5 géotypes en plein champs a eu un effet positif sur le taux de colonisation racinaire (TCR), la tolérance à la sécheresse, l'efficacité d'utilisation de l'eau et la translocation des réserves vers les grains, ce qui a amélioré significativement le rendement. La comparaison entre l'effet du travail du sol conventionnel et le semis direct sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur dans 3 sites à Sétif a montré une variation des TCR entre les sites et les systèmes de travail du sol alors que la densité des spores a varié en fonction des sites. Le semis direct a amélioré les TCR de moitié par rapport au travail conventionnel et cette amélioration a été plus importante sous déficit hydrique. Les TCR ont été positivement corrélés à la teneur en matière organique et le pH du sol et négativement corrélés aux teneurs du phosphore assimilable dans le sol.

Mots clé : Blé dur (*Triticum durum* Desf.), déficit hydrique, tolérance à la sécheresse, stabilité du rendement, Mycorhize arbusculaire, biofertilisant.

Abstract

Title: Opportunities to improve durum wheat production in water-stressed area.

This work explores possibilities to improve durum wheat production in water-stressed areas. The research done can be summarized in two sections. The first section evaluates 17 durum wheat genotypes grown in 5 environments during the seasons 2016/2017, 2018/2019 and 2019/2020 in Sétif (Algeria). The variance analysis of yields showed that the environmental effect (E), which mainly varied by water availability, was the most important, then the effect of the genotype-environmental interaction (GEI) and the main genotypic effect (G) was lower. The G effect indicates the existence of genetic variability for selection and the GEI effect indicates the possibility to screen for genotypes with a broad or specific adaptation. The performance of genotypes under stress represented one quarter of their performance under favorable conditions. This stress affected genotypes differently according to the stress tolerance indexes calculated. This calculation was complemented by an ascending hierarchical classification and a principal component-analysis, which spread studied genotypes on 3 groups, the first one is characterized by a medium productivity and high stress tolerance, the second one has a relatively low productivity particularly under stress, and the third one has a medium stress tolerance and high performance under favorable conditions. Genotype performance stability varied depending on the calculated indexes and the consideration given to yield by these indexes. Static stability indexes give low or no weight to performance in contrast to dynamic stability indexes. AMMI analysis explained the GEI (87.9%) better than the conjoint regression (12.88%). AMMI1 biplot visualized the productivity of genotypes and environments as well as the genotypes stability, while the AMMI2 biplot visualized the environmental and genotypic contributions in yield variation and visualized also, the presence or the absence of a specific adaptation of the genotypes to the environments of the study. GGE analysis represented (79.71%) of the (G+IGE) variations. Resulting biplots from this analysis allowed to assess environments discrimination towards genotypes, genotypes stability as well as the genotype-environments affinity. This method also allowed to classify genotypes by the combination (stability/performance) in relation to the environments of study.

The second part of this research explores the exploitation possibility of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in durum wheat production. AMF inoculation of 3 durum wheat genotypes with or without water post heading deficit had a positive effect on growth, production, water use efficiency and drought tolerance. AMF field inoculation of 5 genotypes had a positive effect on root colonization rate (RCR), drought tolerance, water use efficiency and reserves translocation to grains, which significantly improved yield. Comparison between conventional tillage and no-till effect on arbuscular mycorrhizae in durum wheat at 3 sites in Setif showed a variation of RCR between sites and tillage systems while spore density varied between sites. No-till improved RCR by half compared to conventional tillage and this improvement was higher under water deficiency. Also, RCR was positively correlated to soil organic matter content and soil pH and negatively correlated to soil available phosphorus levels.

Keywords: Durum wheat (*Triticum durum Desf.*), water deficit, drought tolerance, yield stability, arbuscular mycorrhizae, biofertilizer.

Introduction

Le blé dur (*Triticum durum Desf.*) est un aliment à large consommation dans plusieurs pays dans le monde y compris l'Algérie. Son grain, plus nutritif que ceux des autres céréales, est utilisé pour préparer des plats uniques rentrant dans l'identité de certaines nations (Elias, 1995 ; Marcotuli *et al.*, 2020). La production du blé dur, similairement aux autres grandes cultures, subit la pression d'une demande croissante malgré la diminution continue des ressources naturelles. Cette diminution a été accompagnée du changement climatique qui a amplifié la fréquence et l'intensité des épisodes de sécheresse (Fernández-Lizarazo *et al.*, 2016). Cette situation affecte considérablement la production du blé dur, particulièrement sous climat méditerranéen où il est principalement cultivé (Soriano *et al.*, 2018). La réduction des précipitations affecte aussi les réservoirs d'eau superficiels et souterrains réduisant les possibilités d'irrigation, d'où le besoin de combiner toutes les ressources disponibles pour améliorer l'efficacité d'utilisation de l'eau disponible et pour atténuer l'impact de la sécheresse sur la production.

La production est le résultat du rendement et de la surface cultivée. L'amélioration du rendement des cultures a participé par 78% dans la hausse des productions des cultures durant la période 1961 au 1999 (Bruinsma, 2002). Le même rapport a prévu que jusqu'au 2030, l'amélioration du rendement va contribuer par 70% dans le progrès des productions dans les pays en voie de développement. L'amélioration du rendement est donc une approche prioritaire pour augmenter la production et satisfaire la demande, notamment où les conditions pédoclimatiques limitent l'extension de la surface cultivée. Le rendement est un caractère quantitatif complexe, sa détermination dépend d'un très grand nombre de gènes qui agissent de manière additive ou par interaction, ainsi que les variations environnementales et leurs interactions avec l'ensemble des gènes (Mwadzingeni *et al.*, 2016). Son amélioration peut se faire en modifiant le génotype et/ou une des composantes de l'environnement.

En Algérie, le rendement du blé souvent conduit en pluvial, est constamment influencé par la fluctuation des précipitations et parfois, sévèrement affecté par la sécheresse. Un choix raisonné du génotype, combiné aux techniques de production adéquates, est essentiel pour réaliser une production satisfaisante dans ces conditions. Les génotypes sollicités doivent associer une productivité considérable, surtout si les conditions sont favorables, et une résilience à la sécheresse en cas de son occurrence. Sous un climat instable, la stabilité de la production est un critère important dans la sélection des génotypes adaptés (Döring et Reckling, 2018). Les génotypes stables ont une faible

interaction avec les variations de l'environnement. Cette aptitude permet l'atténuation de l'effet de la sécheresse ce qui rassure les agriculteurs, comme elle permet aux producteurs de semences d'étendre les territoires ciblés.

En outre, les plantes pour s'adaptent à la sécheresse par la formation d'une association symbiotique avec les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Ces micro-symbiontes qui vivent dans le sol, s'associent aux racines des plantes et forment les mycorhizes arbusculaires (Brundrett et Tedersoo, 2018). Cette association est basée sur un échange réciproque de bénéfices; en échange des sucres photosynthétiques, les CMA facilitent l'absorption de l'eau et des nutriments par la plante (Smith et Read, 2008). Ceci octroie cette symbiose un rôle potentiel de contribuer à l'amélioration de la production du blé dur et sa stabilité, particulièrement sous déficit hydrique.

Dans la quête d'opportunités d'amélioration de la production du blé dur en zone à contrainte hydrique, le travail présenté dans cette thèse porte sur deux partie:

La première a pour objectif l'évaluation de quelques génotypes de blé dur cultivés dans cinq environnements en zone semi-aride. L'évaluation a été basée sur:

a) La productivité ; b) La tolérance à la sécheresse ; c) La stabilité des performances et l'adaptabilité.

La deuxième partie porte sur l'exploration de la possibilité d'exploiter les mycorhizes arbusculaires pour améliorer la production du blé dur en zone semi-aride. Les études effectuées évaluent :

a) l'effet de l'inoculation par les CMA sur la tolérance à la sécheresse chez le blé dur (essai en pot); b) L'effet de l'inoculation sur le comportement de blé dur en zone semi-aride (essai en plein champs); c) L'effet du système de travail du sol sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur en zone semi-aride.

I. Blé dur

1. Historique

Le blé dur est l'un des aliments à large consommation dans plusieurs régions dans le monde. Son histoire a commencé avant 12000 ans dans le croissant fertile (centre de diversité primaire) où les premiers blés cultivés (primitifs) ont apparu (MacKey, 2005). Il y avait des blés diploïdes (*Triticum monococcum*), tétraploïde (amidonnier) (*Triticum turgidum* var. *dicoccum*) et hexaploïdes (épeautre) (*Triticum aestivum* var. *spelta*) (Cook *et al.*, 1993). Les blés tétraploïdes avec de grands épis et de gros grains comparativement aux blés diploïdes, étaient plus intéressants pour la domestication (ACIA, 2014). La sélection des blés tétraploïdes issus de l'amidonner sauvage (*Triticum dicoccum* Koern) a abouti à une riche variabilité de sous espèces (Van Slageren, 1994). Parmi ceux qui sont cultivés, *T. turgidum* ssp. *Durum* est de loin le plus important (ACIA, 2014).

Par la suite, le blé dur a été répandu de l'est vers l'ouest du Bassin Méditerranéen (Kabbaj *et al.*, 2017). Le long de sa propagation, la sélection par des facteurs naturels (essentiellement) et humains a conduit à l'apparition des variétés locales ancestrales (landraces) qui ont une certaine adaptation spécifique aux conditions de la région de sa culture (centre de diversité secondaire) (Mercer et Perales, 2010). Les variétés anciennes ont été largement cultivées jusqu'au 1970s où les agriculteurs ont commencé à les remplacer progressivement par les variétés améliorées, génétiquement homogènes, à courte paille, conséquences de la révolution verte (Ortiz *et al.*, 2007).

2. Importance

Dans le monde, la culture du blé dur n'est pas assez importante que le blé tendre (10%) mais, elle est plus lucrative. L'industrie des pâtes a augmenté la demande sur le grain de blé dur qui a un prix de 10% à 20% supérieur à celui de blé tendre (Sall *et al.*, 2019). Les productions mondiales sont estimées de 36 millions de tonnes (Mt) par an (Chris, 2017). Le Bassin Méditerranéen est la zone de culture la plus importante dans le monde et les pays de l'Afrique du Nord sont les plus importants d'importateurs (Bonjean *et al.*, 2016). Les grands cultivateurs sont la Turquie et le Canada avec 2 Millions d'hectares (M ha), suivi par l'Algérie, l'Italie, et l'Inde avec 1,5 M ha (Sall *et al.*, 2019). Le grain de blé dur est plus riche en protéines, en minéraux et en antioxydants par rapport aux autres céréales (Marcotuli *et al.*, 2020). Il est utilisé pour la production de plats uniques qui rentrent dans l'identité de certaines nations, tels que: pâtes, couscous, freekeh, galette... (Elias, 1995).

En Algérie, le blé dur est la première céréale cultivée, et la quasi-majorité des surfaces sont

conduites en pluvial. La variation des précipitations est la principale raison de la fluctuation qui caractérise les productions (Fig. 01). Durant la période 1997-2018, la production annuelle du blé a variée entre 0,6 Mt (1997) et 3,98 Mt (2018) avec une progression moyenne de 0,08 Mt/an. Les surfaces récoltées n'ont pas connu une grande évolution (0,02 Mha/an) et elles étaient affectées par les années de sécheresse sévère (1997, 2000, 2008), sans lesquelles la progression annuelle moyenne a été (0,006 Mha). L'amélioration des rendements moyens a contribué en grande partie dans l'amélioration des productions avec un progrès annuel moyen de (0,0323 t/ha) et un pic de 1,91 t/ha malgré cela, ces rendements restent loin des rendements potentiels communiqués par les instituts techniques et scientifiques et le rendement moyen mondial du blé 2,9 t/ha (FAOSTAT, 2018). L'accroissement de l'adoption des génotypes améliorés, productifs et tolérants au stress ainsi que l'application des recommandations techniques peuvent améliorer davantage les rendements et par conséquent la production totale.

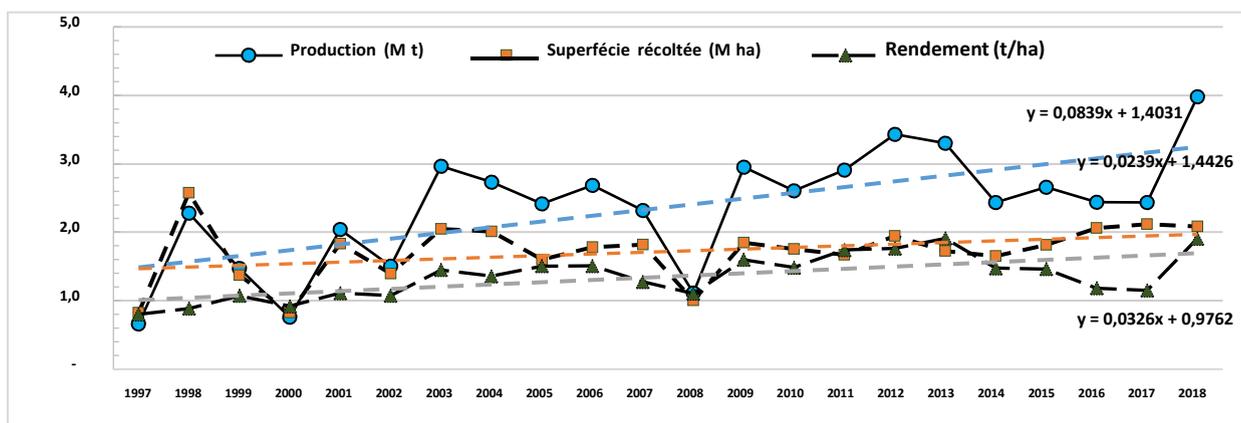


Fig. 01 : Evolution des productions, des surfaces récoltées et des rendements de blé en Algérie entre 1997 et 2018 (<http://faostat.fao.org>)

3. Biologie

Le blé dur (*Triticum durum Desf.*), appartient à la classe des angiospermes, sous-classe des monocotylédones, famille des tritacées. Au sein de cette dernière, il fait partie de la tribu des bordées et du genre *Triticum* (Cook *et al.*, 1993). Il est allotétraploïde ($2n=2(2 \times 7) = 28$; AABB), issue du croisement naturel entre deux espèces *Triticum urartu* ou *Triticum monococcum* (AA) et *Aegilops speltoides* (BB) (Ceoloni et Jauhar, 2006). Chaque paire de chromosomes du génome (A) s'apparie avec une paire de chromosomes homéologues dans le génome B et cet appariement est génétiquement inhibé durant la méiose (ACIA, 2014).

Le blé dur est une plante herbacée qui a un système racinaire fasciculé, formé de racines séminales produites durant la levée et des racines adventives qui se forment plus tard à partir des nœuds à la base de la plante, constituant ainsi le système racinaire permanent (ACIA, 2014).

La partie aérienne comprend des tiges creuses appelées talles. Les entrenœuds des talles s'allongent à partir de la montaison et portent des feuilles engainantes disposées de part et d'autres, issues de chacune des nœuds (Simon *et al.*, 1989). Les feuilles sont composées d'une gaine, un limbe à nervures parallèles, des stipules (oreillettes) longues, non embarrassantes et généralement ciliés et une ligule (Soltner, 2005; Boulal *et al.*, 2007). L'inflorescence est un épi composé d'un axe (rachis) qui porte 15 à 25 épillets constitués chacun de 3 à 4 fleurs (Soltner, 2005). Le blé est une plante autogame ou la fécondation a lieu à l'intérieur des glumelles, avant que les étamines n'apparaissent à l'extérieur. Le fruit (grain) est un caryopse nu de forme ovoïde qui se détache de ses glumelles lors du battage (Simon *et al.*, 1989).

4. Exigences

4.1. Températures

Le zéro de végétation du blé est de 0 °C et les exigences globales en chaleur sont de l'ordre de 1846 à 2373 °C (Clement-Grancourt et Parts, 1971). Pour certaines variétés dites d'hiver, l'exposition aux basses températures pendant la phase végétative est nécessaire pour la mise à fleur (vernalisation). Cependant, un abaissement brutal de la température peut provoquer des dégâts. La température conditionne l'activité végétative du blé au cours du tallage et de la montaison. En fin de cycle, de fortes températures associées à une intense évapotranspiration peuvent amener à l'échaudage des graines (Soltner, 2005).

4.2. Eau

La quantité d'eau agit sur l'élaboration de la matière sèche. La quantité d'eau évaporée par la plante pour l'élaboration de 1 g de matière sèche (coefficient de transpiration) varie de 450 à 550 g (Soltner, 2005). Ce coefficient varie dans de très grande proportion, en fonction de la disponibilité d'eau, l'évapotranspiration et l'efficacité d'utilisation d'eau par la plante.

4.3. Lumière

Une certaine durée du jour (photopériodisme) est nécessaire pour l'induction florale, et l'intensité lumineuse agit directement sur l'intensité de la photosynthèse (Soltner, 2005).

4.4. Sol

Le blé s'accommode à des terres différentes si des fumures et des variétés appropriées, et éventuellement l'irrigation sont employées. Toutefois, le blé préfère des sols profonds, riches, de texture limono-argileuse, avec structure stable qui assurent un bon développement du système racinaire et une bonne nutrition permettant la réalisation de rendements élevés (Soltner, 2005).

5. Cycle de culture

5.1. Installation de la culture

Conventionnellement, l'installation de la culture est précédée par un travail du sol, le lit de semis est préparé par un labour suivi des façons superficielles. Ce travail est supposé améliorer la structure du sol, détruire les plantes adventices, homogénéiser le sol et enfuir les résidus de récolte et les amendements organiques et minéraux (Simon *et al.*, 1989) et en conséquence améliorer la croissance et la productivité de la culture. Néanmoins, sur le long terme ce système a généré certaines complications qui menacent la durabilité de la production. Pour y remédier, les chercheurs en imitant la nature, ont proposé de simplifier ce travail et minimiser le nombre d'opérations comme ils ont proposé le semis direct qui est l'ultime simplification, associé à l'utilisation des herbicides totaux. Ce dernier a aussi sa part des inconvénients, principalement la multiplication des adventices et des pathogènes (Abdellaoui *et al.*, 2006). Les recherches continuent pour optimiser la production avec les systèmes simplifiés.

L'installation de la culture, le semis, influe directement le rendement final. Un bon semis dépend du choix de la date, la profondeur et la dose qui dépendent du peuplement optimal, des conditions agro-écologiques de la région, des caractéristiques de la semences (poids de 1000 grains, faculté germinative) (Simon *et al.*, 1989; Boulal *et al.*, 2007).

5.2. Développement de la culture

Le cycle du blé inclut une période végétative et une période reproductrice. La phase végétative se caractérise par la croissance et le développement des organes végétatifs. Le cycle commence par la germination où la graine passe d'une vie ralentie à une vie active (Boulal *et al.*, 2007). Ce passage exige une graine vivante, physiologiquement mure et des conditions favorables. Ces conditions sont l'humidité où le grain imbibe au moins 35% de son poids d'eau, l'oxygène pour l'oxydation des réserves et la chaleur pour accélérer le métabolisme et la division cellulaire (Soltner, 2005 ; Boulal *et al.*, 2007). La germination se traduit par la sortie d'une racine séminale et la croissance de la coléoptile qui s'entrouvre pour laisser passer la 1^{ère} feuille vers la surface du sol. L'apparition de la 1^{ère} feuille (la levée) de 90 % des plantes de la parcelle correspond au stade levée (Boulal *et al.*, 2007).

La 1^{ère} feuille fonctionnelle s'allonge puis une 2^{ème}, une 3^{ème} et une 4^{ème} en positions alternées apparaissent. Puis à l'aisselle de la 1^{ère} feuille se développe la 1^{ère} tige (tige principale ou maitre-brin) indiquant le début du stade tallage (Boulal *et al.*, 2007). Selon Soltner (2005), le mécanisme de tallage commence par la formation d'un renflement appelé plateau du tallage qui apparaît avec l'émission de la 3^{ème} feuille et le 2^{ème} entre-nœud du maitre-brin. De la même manière à l'aisselle des premières feuilles, des bourgeons axillaires entrent en activité pour

donner de nouvelles talles. Et en même temps, de nouvelles racines (adventices) sortent de la base du plateau de tallage. L'apparition des talles est synchronisée avec le rythme d'émission des feuilles du maître-brin (Gate, 1995). Les talles issues des premières feuilles sont dites talles primaires dont chacune va émettre une talle secondaire susceptible de donner une talle tertiaire. La capacité de tallage dépend du génotype, de la densité de semis et de la fertilisation azotée (Ben-Hammouda et Boubaker, 2000). Le stade tallage est conclu par l'apparition d'une jeune inflorescence d'environ 1 cm au-dessus du plateau du tallage. A ce moment, commence le stade montaison qui se caractérise par la différenciation et l'élongation des ébauches, des nœuds et d'entre-nœuds (Boulal *et al.*, 2007).

La phase reproductrice commence par la différenciation de l'ébauche d'épillets sur l'apex puis l'apparition de 2 renflements latéraux qui apparaissent sur l'épillet, ce sont les ébauches des glumes (Boulal *et al.*, 2007). La différenciation des pièces florales: glumelles (inférieure puis supérieure), organes sexuels et méiose pollinique se font avec la montaison. L'inflorescence s'allongent parallèlement avec la tige, les apex des talles différencient des ébauches d'épillets puis des pièces florales et montent (Boulal *et al.*, 2007). En montant, l'inflorescence grossit dans les gaines des différentes feuilles jusqu'à ce qu'un renflement de la gaine de dernière feuille soit visible. A ce stade «gonflement», se réalise la méiose pollinique et peu après, l'épi sort de la gaine indiquant le stade épiaison (Boulal *et al.*, 2007). L'épiaison est suivie de quelques jours par la fécondation et l'anthèse et sa durée varie entre 4 à 12 jours en fonction de la température (Moule, 1980). La fécondation forme un embryon et l'albumen se charge de substances de réserve (Boulal *et al.*, 2007).

Le remplissage du grain par les réserves commence par une multiplication cellulaire intense puis une augmentation du volume et du poids. Cette phase se termine par le stade laiteux où le grain est encore vert et prend sa forme définitive. Ensuite, le poids d'eau dans la graine stagne mais la migration des réserves vers le grain continue. Cette phase se termine par le stade pâteux. Enfin, la phase de dessiccation qui correspond au stade de maturité physiologique, le grain perd rapidement son eau et devient dur à couleur jaunâtre. La culture atteint la maturité et la récolte du blé peut commencer à partir de 15 % d'humidité cependant, un taux de 13 à 14 % est mieux pour assurer une bonne conservation (Simon *et al.*, 1989).

5.3. Entretien de la culture

. **Fertilisation:** Une fertilisation raisonnée doit prendre en considération: la fertilité du sol, les conditions climatiques et le rendement potentiel. Deux types de fumures existent chez le blé; la première est une fumure de fond, phospho-potassique, nécessaire pour l'accroissement du rendement en grain et sa qualité ainsi que la résistance de la culture au stress thermique

(Aissa et Mhiri, 2002). Le phosphore (P) est important dans tous les phénomènes de croissance (Lambert *et al.*, 1979). Le potassium(K) améliore la résistance au froid des jeunes plantes et aux maladies fongiques (Clement-Grandcourt et Prats, 1971). Les besoins du blé en P et en K varient respectivement de 1,2 à 1,5 kg et de 1,5 à 2 kg pour produire 1 q de grains (Boulal *et al.*, 2007). La fumure de couverture ou fumure azotée est très importante, l'azote est considéré comme le pivot de la production céréalière (Braune, 1996). Chez le blé dur, un apport de 2,2 à 3,5 kg d'azote est recommandé pour produire 1 q de grains avec un taux de mitadinage inférieur à 20% et une teneur en protéine supérieure à 14% (Gate, 1995). Vu la forte mobilité de l'azote (Thinker et Nye, 2000), son apport doit être fractionné selon les besoins qui coïncident avec la phase tallage-floraison (Gâte, 1995).

. **Irrigation:** Une production moyenne de blé exige entre 450 et 1000 mm de pluviométrie totale en période de croissance, avec une pluviométrie moyenne mensuelle de 45 à 90 mm pour la phase végétative, 60 à 90 mm pour le stade floraison et de 55 à 80 mm pour le stade maturation (Merabet et Boutiba, 2005). Sous les conditions méditerranéennes, le rendement en grain est souvent limité par les températures élevées et la sécheresse surtout au cours du remplissage du grain (Garcia del Moral *et al.*, 2003). L'apport d'une irrigation en cas de déficit permet l'obtention des rendements relativement stables dans le temps, avec des produits présentant une qualité appréciable et constante (Merabet et Boutiba, 2005). Des irrigations de complément peuvent augmenter le rendement moyen par 12 à 35 q/ha (Merabet et Boutiba, 2004).

. **Contrôle des ennemis de la culture:** Durant sa croissance et même en période de repos (stockage), le blé est susceptible d'être infesté par des organismes nuisibles (plantes adventices, des ravageurs et pathogènes fongiques, bactériens et viraux) qui peuvent causer des pertes en quantité et/ou en qualité, économiquement considérables. Le contrôle de ces ennemis par une approche intégrée, se fait par des mesures préventives pour éviter l'occurrence des infestations ou au moins les maintenir sous un seuil tolérable (seuil de nuisibilité) et le dépassement de ce seuil justifie le recours à des mesures curatives (pesticides principalement) pour limiter les dégâts qui peuvent être causés. Un contrôle efficace est basé sur la connaissance des ennemis et des vecteurs, le suivi continu, l'estimation des pertes potentielles et le choix des techniques de production ainsi que le choix du pesticide, la dose, et la conditions d'application convenables dans le cas d'un traitement curatif.

II. Déficit hydrique (Sécheresse)

La notion de stress a eu plusieurs définitions par des auteurs de différentes disciplines toutefois, il y a un consensus sur l'existence d'un facteur extérieur qui affecte le fonctionnement normal ou optimal du métabolisme de la plante ainsi que sa croissance d'une manière temporaire ou permanente. Selon (Kranner *et al.*, 2010), le type de stress peut être classé selon le type du facteur causal en stress biotiques et abiotiques, selon l'effet en stress positive et négative ou selon la persistance en stress de court terme qui est facilement réversible et de long terme qui cause des dommages permanents. Un des plus importants stress abiotiques qui limite la croissance des plantes et la production des cultures est la sécheresse.

1. Sécheresse

La sécheresse est une contrainte majeure de la production végétale à l'échelle mondiale. La sécheresse a eu plusieurs définitions selon les disciplines, du point de vue météorologique la sécheresse est le déficit des précipitations par rapport à la moyenne habituelle, de point de vue hydrologique elle est le déficit d'eau dans les réservoirs d'eau en surface et sous souterrains, alors que physiologiquement elle est le déficit créé par la supériorité des quantités d'eau transpirées par rapport à celles absorbées induisant le flétrissement de la plante et en agriculture, la sécheresse est une période de déficit hydrique qui réduit le rendement (Wilhite et Glantz, 1985; Reynold *et al.*, 2005). En résumé, la sécheresse ou le déficit hydrique affecte la croissance de la plante, cause la déshydrations des tissus et réduit le rendement (Mosa *et al.*, 2017).

La sécheresse peut survenir à toutes les phases de cycle de la culture. Selon Reynolds *et al.* (2005), on peut avoir un déficit hydrique pré-anthèse qui se produit durant la période végétative de la plante fréquent dans l'Amérique de sud, un déficit hydrique en fin de cycle qui coïncide avec le remplissage du grain qui est fréquent dans la région méditerranéenne, sud de l'Asie et dans l'Australie, comme il peut être continu, ce qui est fréquent dans le Proche Orient et le sud de l'Asie.

2. Effet de la sécheresse sur la plante

La sécheresse ou le déficit hydrique affecte directement tous les paramètres de croissance, elle réduit l'absorption d'eau en affectant les racines par la réduction de leur perméabilité et la subérisation ainsi que la perte des racines fines (Rambal et Debussche, 1995). Le stress provoque un déséquilibre métabolique et osmotique qui cause la perte de la turgescence des cellules et la fermeture des stomates (Zhu, 2001; Sazzad, 2007). Ceci limite la fixation du CO₂ et par conséquence la photosynthèse et la croissance (Shinozaki et Yamaguchi-Shinozaki,

2000). La sécheresse réduit aussi la photosynthèse par la réduction de la surface foliaire, (Sharp et Davies, 1979) et la stimulation de la sénescence foliaire (Hafsi *et al.*, 2000). Le stress hydrique affecte aussi indirectement la plante par la réduction de la nutrition minérale, l'augmentation de la salinité du sol et la résistance mécanique du sol au développement des racines.

L'effet du stress dépend de son prolongation et sévérité, si le déficit hydrique persiste et le teneur en eau dans le sol atteint le point de flétrissement permanent, il devient létal pour la plante (Mosa *et al.*, 2017).

3. Adaptation à la sécheresse

Les plantes adoptent de variables stratégies écologiques et physiologiques pour éviter et/ou tolérer le déficit hydrique (Akıncı et Losel, 2012). Selon Levitt (1980), l'adaptation à la sécheresse peut se réaliser par 3 stratégies, deux passives et une active. La première est l'échappement (esquive), dans laquelle la plante évitent de pousser durant les périodes de sécheresse habituelles, chez les céréales il est souvent assuré par une vigueur précoce et un raccourcissement de cycle pour éviter la sécheresse en fin de cycle fréquent dans la région méditerranéenne. La deuxième est l'évitement dans laquelle la plante essaye de maintenir un minimum d'hydratation les tissus durant la sécheresse en limitant les pertes. Et dans la troisième qui est active « la tolérance », la plante ajuste son métabolisme cellulaire pour fonctionner avec la faible quantité d'eau disponible.

Selon la sévérité et la persistance du stress, les plantes peuvent réagir par (Akıncı et Losel, 2012): 1) des changements éphémères: principalement physiologiques comme la fermeture des stomates ; 2) l'acclimatation à la faible disponibilité d'eau : par l'ajustement osmotique et des modifications morphologiques ; 3) l'adaptation au déficit hydrique par mécanismes physiologiques perfectionnés et surtout des modifications anatomiques.

La tolérance à la sécheresse d'une plante est la capacité de survivre, croître et se reproduire sous déficit hydrique (Turner, 1979), alors qu'en agronomie la tolérance ne se limite pas à la survie, mais à la capacité d'assurer une production dans un environnement avec un déficit hydrique (Jones, 1993). Certaines réponses au stress surtout physiologiques peuvent avoir un bilan carbonique positif et la tolérance au stress induite est associée à un meilleur rendement, comme elles peuvent parfois avoir un bilan carbonique négatif comme le cas souvent sous stress sévère, où les plantes survivent à peine (Blum, 1989). Les génotypes considérés tolérants à la sécheresse endurent le stress et récupèrent mieux après la réhydratation par rapport aux génotypes sensibles tous dépend de la sévérité du stress (Akıncı et Losel, 2012).

4. Amélioration du blé pour la tolérance à la sécheresse

Pour limiter les pertes du rendement causées par le déficit hydrique, des progrès ont été réalisés par l'amélioration des techniques de production ainsi que par l'amélioration variétale. Le rendement est un caractère quantitatif très complexe, sa détermination dépend d'un très grand nombre de gènes qui agissent de manière additive ou par interaction, ainsi que les variations d'environnement et leurs interactions avec l'ensemble des gènes (Mwadingeni *et al.*, 2016).

L'amélioration de la tolérance à la sécheresse repose sur la diversité génétique qui peut être explorée dans les centres de diversité (Dvorak *et al.*, 2011). En plus des variétés cultivées, une variabilité importante existe aussi chez les variétés ancestrales et les espèces sauvages apparentées (Nevo et Chen, 2010; Dodig *et al.*, 2012). L'exploitation de cette diversité pour améliorer la tolérance à la sécheresse peut se faire par des modifications génétiques ou par la sélection des traits d'adaptations (échappement, évitement de déshydratation et tolérance à la déshydratation) (Blum, 2010).

Différentes approches sont employées à sélectionner pour la tolérance à la sécheresse. La sélection empirique pour le rendement sous déficit hydrique a réussi de créer les variétés performantes d'aujourd'hui qui témoignent le succès de cette approche. Cependant, le gain génétique a régressé et ne semble pas être suffisant pour répondre à la croissance de la demande (Tester et Langridge, 2010). La sélection aussi peut se faire par le biais des traits morphologiques et physiologiques sous stress. Cette approche est basée sur l'identification des sources de variation des traits désirables et leur introduction dans les variétés élites (Richards *et al.*, 2010). Pour les traits physiologiques, à l'exception de la discrimination isotopique du carbone pour améliorer l'efficacité d'utilisation d'eau qui a réussi à créer de nouvelles variétés, cette approche n'a pas été vraiment, assez efficace (Fleury *et al.*, 2010). Une autre approche est la sélection assistée par les marqueurs génétiques; basée sur l'exploration des QTLs liés à la tolérance à la sécheresse. Cette approche n'a pas encore atteint les résultats espérés pour ce caractère (Feulry *et al.*, 2010).

La sélection assistée par les marqueurs physiologiques et moléculaires, a besoin d'une meilleure compréhension de la tolérance à la sécheresse (Feulry *et al.*, 2010) ce qui est possible grâce aux nouvelles technologies et la collaboration interdisciplinaire (Passioura, 2007).

Selon les critères et les méthodes de sélection pour la tolérance à la sécheresse on peut distinguer :

4.1. Utilisation des caractères phénotypiques

De nombreux traits influencent le rendement particulièrement sous déficit hydrique (Liu *et al.*, 2015). Ces traits ont été explorés pour la compréhension des mécanismes d'adaptation (Reynolds *et al.*, 2005) et vu leur corrélation élevée avec le rendement ainsi que leur importante héritabilité, les améliorateurs les utilisent souvent pour l'obtention de génotypes performants et tolérants à la sécheresse (Tshikunde *et al.*, 2019). Parmi les plus utilisés on retrouve: une courte taille associée à un indice de récolte élevé (Slafer *et al.*, 2005), fertilité épi, le poids des graines, le tallage épis, la biomasse totale, (Tausz-Posch *et al.*, 2015; Bustos *et al.*, 2013), un cycle court (Blum, 2010), distribution, la densité, et la longueur du système racinaire (Manschadi *et al.*, 2006), la longueur de la coléoptile et la vigueur précoce (Spielmeyer *et al.*, 2007), l'enroulement des feuilles, la conductance stomatique, la température du couvert végétal, la résistance à la sénescence, et la morphologie des feuilles (Hafsi *et al.*, 2000; Dodig *et al.*, 2012).

4.2. Utilisation des abris de pluies (Rain Shelter)

L'utilisation des abris de pluie mobiles de préférence associés à des tensiomètres, permet de contrôler l'intensité et la période de la sécheresse en plein champs avec une minimale altération des autres facteurs (Dodig *et al.*, 2012). Cet outil est une alternative plus précise à l'application de différents régimes d'irrigation utilisée traditionnellement (Su *et al.*, 2014).

4.3. Utilisation des techniques de haute capacité de traitement automatisé des données phénotypiques

L'utilisation des technologies nouvelles (drones, caméras à haute résolution, informatique, ...) dans la collecte et l'analyse de grande quantité de données permet un suivi rapide et précis de nombreux traits phénotypiques à la fois, avec un coût réduit par rapport aux méthodes traditionnelles (Araus et Cairns 2014, Walter *et al.*, 2019).

4.5. Utilisation des marqueurs biochimiques

Le stress incite l'expression des gènes qui influencent le métabolisme de plusieurs traits biochimiques y compris des enzymes clés, des facteurs de transcription, des acides aminés, des glucides (Yang *et al.*, 2010). Ces marqueurs interviennent dans la limitation ou la tolérance de la déshydratation par l'ajustement osmotique, la stabilité membranaire, l'activité antioxydante et les régulations génétiques et d'autres fonctions (Ashraf 2010; Yang *et al.*, 2010).

L'efficacité de la sélection par les biais des marqueurs morphologiques, physiologiques et biochimiques dépend de leur association avec le rendement final (Mwadzingeni *et al.*, 2016)

4.6. Utilisation des gènes et des QTLs

La découverte des QTLs liés aux caractères complexes, a révolutionné la sélection assistée par les marqueurs (Mir *et al.*, 2012). Les marqueurs génétiques permettent d'éliminer la part de l'environnement durant la sélection surtout avec les caractères complexes, tel que la tolérance à la sécheresse, et une sélection précoce des porteurs des QTLs (Mwadzingeni *et al.*, 2016). Plusieurs QTLs identifiés sont liés à des traits agronomiques et physiologiques très importants (Tshikunde *et al.*, 2019). A part les critères qualitatifs, la détection d'un QTL sans connaître son expression et avec quelle intensité ainsi que son rôle seul ou avec interaction avec d'autres gènes, nécessite la présence d'autres critères morpho-physiologiques pour s'assurer de l'efficacité de la sélection (Ashraf, 2010; Mwadzingeni *et al.*, 2016).

4.6. Utilisation du séquençage de nouvelle génération (NGS) et le génie génétique

Les marqueurs ne couvrent pas plusieurs séquences dans le génome qui peuvent avoir un rôle dans la régulation des traits phénotypiques (Edwards *et al.*, 2013), alors que la NGS permet avec plus de robustesse, le séquençage du génome et l'étude d'expression des gènes sous stress (Berkman *et al.*, 2012), ce qui fait de cette technique un atout pour l'amélioration. Cette technique nécessite d'importants investissements et d'expertise dans la bio-informatique néanmoins, sa maîtrise et son utilisation pour accumuler le maximum des traits (gènes) et en combinaison avec le génie génétique permettra d'exploiter les gènes intéressants même des autres espèces, et accélérer considérablement le gain génétique (Valliyodan et Nguyen 2006; Bhalla *et al.*, 2017). Toutefois, il faut rappeler que les processus de réponse à la sécheresse doivent être associés à un gain dans le rendement parce que certains peuvent avoir un effet inverse (Blum, 2010; Rong *et al.*, 2014).

4.7. Intégrations des approches omiques dans l'amélioration

L'intégration de différentes approches permet de discerner la réponse des gènes au stress ainsi que les voies moléculaires impliquées et de construire une meilleure compréhension du fonctionnement de l'information génétique. La NGS peut mieux éclairer les mécanismes de régulations et les relations phylogénétiques d'un trait (Poland *et al.*, 2012), et le suivi de l'expression des gènes sous stress peut élucider leur fonctionnement. Plusieurs gènes qui interviennent dans les régulations durant le stress (déshydratation évitement) ont été détectés y compris dans le blé (Hu et Xiong, 2014; Langridge et Reynolds, 2015) et les autres approches (transcriptomiques, protéomiques, métaboliques et phénotypiques) vont permettre de quantifier le niveau d'expression de l'ensemble de ces derniers sous stress.

II.5. Sélection pour la stabilité

La stabilité est définie selon deux concepts, statique où le génotype est considéré stable lorsqu'il performe de manière régulière indifféremment des variations environnementales (Becker et Leon, 1988) et dynamique où le génotype est considéré stable lorsque la variation de sa performance à cause des variations environnementales, est similaire à celle de l'ensemble des génotypes étudiés (Finlay et Wilkinson, 1963). Les génotypes stables sont généralement appréciés par les agriculteurs ainsi que par les multiplicateurs de semences (Yan et Kang, 2003).

Plusieurs indices et méthodes ont été développés pour évaluer la stabilité. L'évaluation de la stabilité d'un génotype cultivé dans plusieurs environnements peut se faire par différents indices et approches, paramétriques et non paramétriques, uni-varié et multivarié, parmi eux certains mettent en priorité la stabilité, certains la productivité alors que d'autres essaient de combiner entre les deux. Fasahat *et al.* (2015) a recommandé aux sélectionneurs d'apprécier les génotypes étudiés en tenant compte des avantages et des limites de chacun des indices de stabilité calculés, qui peuvent parfois mener à des conclusions différentes.

III. Symbiose mycorhizienne arbusculaire

Le sol a été souvent défini simplement comme un substrat minéral, pourtant il abrite de nombreux organismes dont une microflore très diversifiée, constituée de plusieurs groupes principalement des bactéries, des champignons, des algues et des protozoaires (Dommergues et Mangenot, 1970). Parmi les champignons du sol, certains s'associent aux racines des plantes et forment une association symbiotique appelée Mycorhize. Ce terme inventé par Frank (1885), provient du grec « mykès » qui signifie champignon et « rhiza » qui signifie racine. La symbiose mycorhizienne est donc une association entre une plante et un champignon mycorhizien qui se traduit par des effets bénéfiques aussi bien pour l'un que pour l'autre. En échange de produits carboniques (glucidiques notamment), le partenaire fongique contribue à la satisfaction des besoins de la plante hôte en nutriments absorbés du sol à travers un réseau d'hyphes extraracinaires (Jakobsen, 1995). Presque dans tous les écosystèmes terrestres, environ 95% des plantes forment une symbiose avec les champignons (Smith et Read, 1997). Les basidiomycètes, les ascomycètes et les glomeromycètes sont les groupes de champignons connus qui ont la possibilité de mettre en place des symbioses par association avec les racines des plantes et former des mycorhizes (Garbaye, 2013).

III.1. Types de mycorhizes

Les mycorhizes varient par les classifications des deux partenaires fongique et végétal, et par leurs caractères morphologiques et physiologiques, selon les quels Harley et Smith (1983) ont proposé de les classer dans 7 catégories ; les ectomycorhizes, les mycorhizes éricoides, les mycorhizes monotropoides, les mycorhizes arbutoides, les mycorhizes orchidoides, les mycorhizes arbusculaires et les ectendomycorhizes (Fig. 02). Pour simplifier cette classification, ces catégories peuvent être classées en 3 groupes:

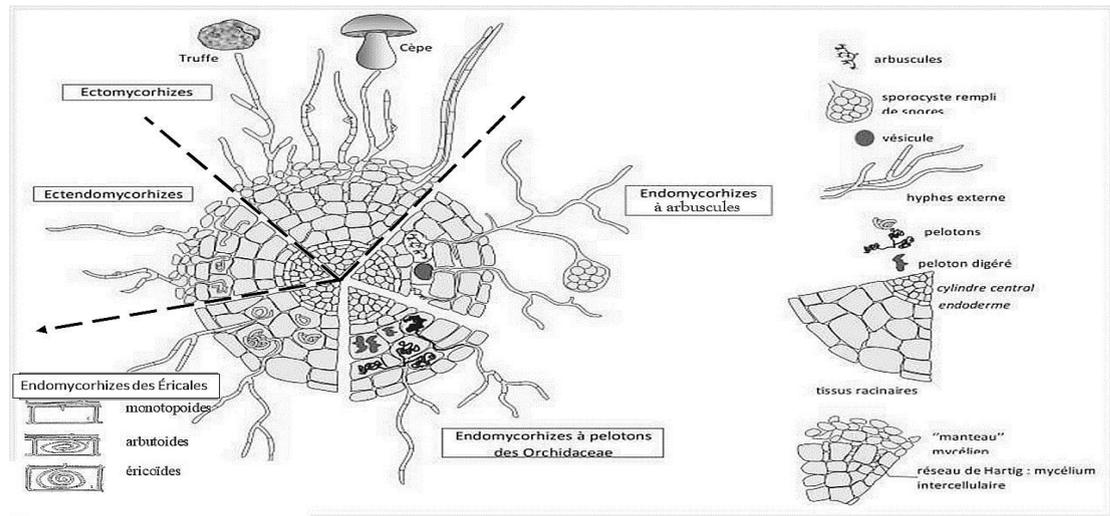


Fig. 02 : les différents types d'associations mycorhiziennes (Selosse et Le Tacon (1998) Modifié).

III.1.1. Ectomycorhizes

Concernent environ 15% des plantes vasculaires principalement ligneuses, qui s'associent avec des basidiomycètes et parfois des ascomycètes (Aggarwal *et al.*, 2011; Benmazari, 2011). Elles forment un manteau fongique qui entoure la racine, un réseau de Hartig constitué des hyphes dans les espaces des cellules subéreuses et des cellules périphériques du parenchyme cortical et un réseau d'hyphes extraracinaires (réseau extramatriciel) dans la rhizosphère (Smith et Read, 2008).

III.1.2. Endomycorhizes

À l'opposé des ectomycorhizes, les endomycorhizes ne forment pas un manteau fongique et leurs hyphes se développent dans l'espace intercellulaire et à l'intérieur des cellules corticales des racines. Les endomycorhizes regroupent 5 types ; les mycorhizes Ericoides, les Arbutoides, et les Monotropoides qui se forment avec les plantes de l'ordre des Ericales, les mycorhizes des Orchidées et les mycorhizes arbusculaires.

III.1.2.1. Mycorhizes éricoïdes

Se forment entre les plantes de la famille des Ericacées, des Empetracées et des Epacridacées

et des champignons des ascomycètes et des basidiomycètes. Les hyphes pénètrent dans cellules de l'épiderme et forment des pletons (Agarwal et Sah, 2009).

III.1.2.2. Mycorhizes arbutoides

Les hyphes pénètrent à l'intérieur des cellules épidermiques et forment des pelotons branchés en contact avec la membrane plasmique (Gupta and Kumar, 2000).

III.1.2.3. Mycorhizes monotropoides

Limitées à la famille des Monotropoidées, les hyphes intraracinaires pénètrent dans les cellules et forment une structure unique sous forme d'un épingle (Cullings *et al.*, 1996).

III.1.2.4. Mycorhizes des orchidées

Se forment chez les orchidées, le champignon des basidiomycètes et quelques exceptions des ascomycètes, colonise les cellules du parenchyme et forme des structures appelées pelotons (Gupta and Kumar, 2000).

III.1.2.5. Mycorhizes à arbuscules

Les champignons des glomeromycètes s'associent avec 80% des plantes ligneuses et herbacées ainsi que certaines Ptéridophytes (Gavériaux, 2012, Fortin *et al.*, 2008). Cette symbiose qui nous intéresse dans ce travail, forme des hyphes, des arbuscules, ainsi que des vésicules et des cellules auxiliaires chez certains genres (Gupta and Kumar, 2000).

III.1.3. Ectendomycorhizes

Ce type est fréquent chez les conifères (Yu *et al.*, 2001). Le partenaire fongique appartenant aux ascomycètes, développe un manteau fongique relativement mince, un réseau de Hartig, et forme des pelotons d'hyphes intracellulaires. Toutefois, La phase extra-matricielle est moins développée que celle des ectomycorhizes (Peterson *et al.*, 2004).

III.2. Mycorhizes à arbuscules (MA)

Cette symbiose ubiquiste a existé depuis 400 million années (Selosse *et al.*, 2015). Le partenaire fongique, le champignon mycorhizien arbusculaire (CMA), s'associe avec diverses plantes ligneuses et herbacées dont plusieurs ont une grande importance économique. Ceci octroie à cette symbiose une importance non seulement écologique mais aussi économique vue la possibilité de contribuer à l'amélioration de la production agricole de manière durable.

III.2.1. Partenaire végétal

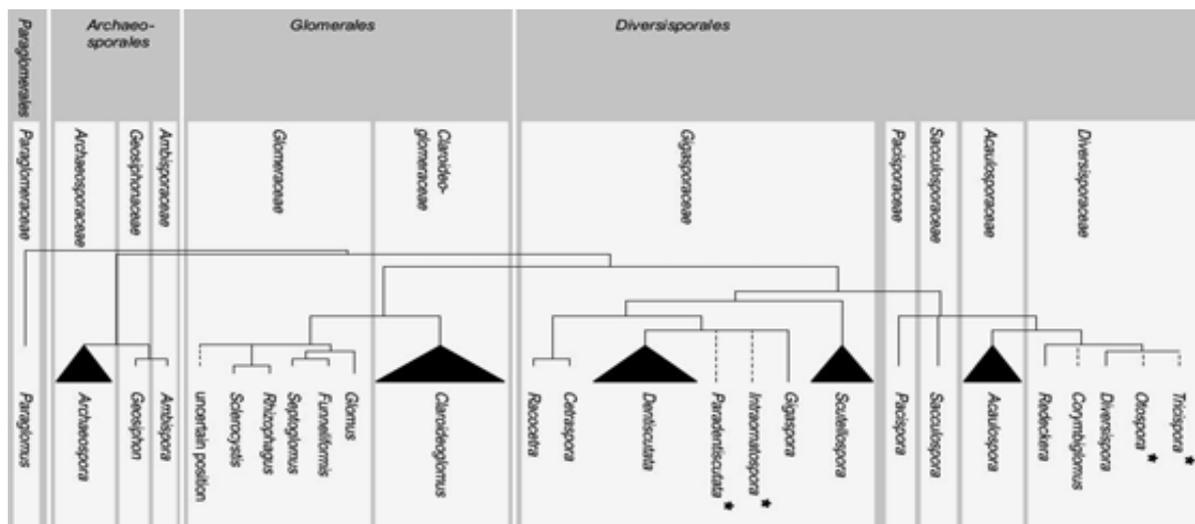
Les endomycorhizes établies par les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont les plus communes, plus de 80% des plantes vasculaires sont concernées et même certaines

ptéridophytes (Gavériaux, 2012). Les mycorhizes arbusculaires (MA) ont une présence quasi-général chez les plantes cultivées, elles sont présentes chez les poacées (blé, riz, maïs...), les fabacées (soja, haricot, pois, lentilles, luzerne...), les cultures légumières (pommes de terre, tomates, oignons, concombres), les plantes horticoles (œillets, rosiers, géraniums...), les arbres fruitiers (agrumes, pommiers, pruniers, olivier...), et même chez plusieurs essences forestières aussi. Toutefois, certaines plantes ne sont pas mycotrophes, la plupart des plantes de quelques familles ne sont jamais mycorhizées tels que les Brassicacées (chou, colza, navet...), Chénopodiacées (épinards, betteraves...), Caryophyllacées (œillet), et les polygonacées (renouée, oseille, sarrasin...) (Gavériaux, 2012; Garbaye, 2013).

III.2.2. Partenaire fongique

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont des biotrophes obligatoires, entièrement dépendants de la plante hôte pour leurs besoins en carbone (Smith et Read, 2008). Différemment aux autres organismes qui ont un seul génome, les CMA se distinguent par une variation génomique à l'échelle de l'individu. Certains chercheurs pensent que cette spécificité octroie aux CMA la capacité génétique à s'associer avec plusieurs plantes et faire face à des exigences extrêmement diversifiées (Gravériaux, 2012; Scott *et al.*, 2019).

La systématique des CMA a connu de plusieurs changements, les spécialistes ont fini par avoir un consensus sur une classification basée sur des caractères morphologiques et ontogéniques des spores et essentiellement la caractérisation moléculaire (Kehri *et al.*, 2018). Les CMA appartiennent au phylum des Glomeromycota après avoir été classés parmi les zygomycètes (Schubler *et al.*, 2001). La classification des glomeromycètes, la seule classe dans le phylum Glomeromycota, est basée principalement sur l'analyse de la comparaison des séquences de la petite sous unité d'ARN ribosomique. A ce jour, environ 330 espèces ont été décrites (http://www.amf-phylogeny.com/amphylo_taxonomy.html). Ces espèces sont réparties en 4 ordres (Archaeosporales, Paraglomerales, Diversisporales et Glomerales), 12 familles et 36 genres (fig. 03).



*: description et/ou position phylogénétique acceptée avec des réserves
Fig. 03 : Classification des Glomeromycota (Redecker *et al.*, 2013).

III.3. Formation des mycorhizes à arbuscules

Une série d'évènements de reconnaissance et d'identification sont nécessaires pour établir une relation symbiotique entre les CMA et la racine de la plante hôte qui aboutissent à une interaction morphologique et physiologique complète (Singh, 2007).

III.3.1. Phase asymbiotique: Développement des hyphes dans le sol

A partir d'une particule infectieuse, une propagule sous forme d'une spore ou une racine infectée en conditions favorables, un hyphe surgit et part à la quête de nouvelles racines à coloniser. Ces champignons sont des biotrophes obligatoires, en absence de racines vivantes à coloniser, les mycéliums qui proviennent des spores dégénèrent (Oehl *et al.*, 2008).

Gravériaux (2012) a cité que les hyphes des CMA sont coenocytiques, contiennent plusieurs noyaux dans leur cytoplasme, et remplissent plusieurs fonctions. Les hyphes d'absorption sont minces et très ramifiés prélèvent les nutriments du sol, les hyphes conducteurs ont un diamètre plus important et un cytoplasme peu abondant, les hyphes d'infection infectent de nouvelles racines, et des hyphes sporogènes produisent des spores (principalement), des sporocarpes, et des cellules auxiliaires. Le développement des hyphes des CMA dans le sol est influencé par des sécrétions racinaires de la plante hôte.

III.3.2. Phase pré-symbiotique: Rencontre avec la racine et pénétration

Les sécrétions racinaires de la plante principalement des flavonoïdes et des strigolactones (Stevenin, 2011; Gavériaux, 2012), stimulent l'expression du gène *Myc*. et la production des facteurs *Myc*. (des courts lipochitinoligosaccharides ou chitinoligosaccharides) chez le CMA (Maillet *et al.*, 2011; Genre *et al.*, 2013). Au cours du contact physique du mycélium avec la racine, les facteurs *Myc*. initialisent la formation d'un petit gonflement appelé appressorium, ainsi que des déformations dans les cellules de l'hôte pour l'établissement de la symbiose

(Stevenin, 2011). La formation d'un appressorium est le premier signe de reconnaissance entre le CMA et la plante hôte (Singh, 2007). Une reconnaissance spécifique permet de distinguer une infection symbiotique d'une infection pathogénique (Gianinazzi-Pearson, 1995). De cet appressorium se développent des hyphes qui secrètent des enzymes pour digérer la cellulose, les hémicelluloses et les pectines, puis ils pénètrent dans la partie externe de la racine en passant entre les cellules de l'épiderme et du cortex (Basu *et al.*, 2018).

III.3.3. Phase symbiotique: prolifération intraracinaire et formation des structures

Arbuscules : Une fois à l'intérieur de la racine, l'hyphe intraracinaire se développe d'une manière linéaire dans l'espace intercellulaire longitudinalement et par enroulement en cas d'insuffisance d'espace (Smith et Smith, 1997). Le développement linéaire est suivi par des ramifications dichotomiques successives qui aboutissent à la formation des petits arbres à l'intérieure des cellules appelés « arbuscules ». L'arbuscule se met en contact avec la membrane cytoplasmique qui s'invagine tout autour de lui, et c'est dans cette surface de contact que s'effectuent les transferts entre les deux partenaires de la symbiose. La mycorhize devient fonctionnelle, en échange des substances carboniques, le CMA approvisionne la plante par l'eau et les nutriments. Ces arbuscules généralement vivent quelques jours (quelques mois dans le sous ordre des *Gigasporineae*) puis dégènèrent et sont absorbés par le cytoplasme de la cellule racinaire qui s'approvisionne ainsi en eau, sels minéraux, facteurs de croissance,... (Gavériaux, 2012; Sharma *et al.*, 2017b). La prolifération des hyphes extraracinaires se fait en parallèle avec le développement des hyphes intraracinaires.

Vésicules : Après le développement des arbuscules, des excroissances se développent le long et/ou à l'extrémité des hyphes intraracinaires. Ces structures appelées vésicules, sont des espaces de stockage de diverses substances principalement des lipides, comme elles contiennent aussi plusieurs noyaux. Dans certains cas, les vésicules peuvent assumer une fonction de reproduction, forment des spores et agissent comme propagules (Berbara *et al.*, 2006). Le moment de formation, le nombre et la taille des vésicules dépendent de l'espèce comme elle peuvent être complètement absentes chez certaines espèces (Dalpé *et al.*, 2005; Redecker *et al.*, 2013).

Cellules auxiliaires : ces structures se développent sur les hyphes extraracinaires des espèces du sous ordre *Gigasporinae*. Elles sont des amas (cluster) de cellules avec des murs très minces, leur rôle est le stockage temporaire du carbone (Sharma *et al.*, 2017b).

Spores : La spore est la principale forme de survie chez les CMA (Gerdemann et Nicolson, 1963). La formation des spores généralement commence après 3 à 4 semaines de la colonisation (Berbara *et al.*, 2006). Elles se forment sur les hyphes intraracinaires et extraracinaires

(Kiriacheck *et al.*, 2009), individuellement, en amas (cluster) ou dans un sporocarpe (De Souza, 2015). Les spores des CMA contiennent des lipides, de cytoplasme, et plusieurs noyaux, elles sont de forme globuleuse, subglobuleuse, ou des formes irrégulières, et leur taille varie de 22 au 1000 μm . Elles ont un mur épais avec plusieurs couches, et de couleurs variables : transparent, blanc, pale, jaune, rouge, rose, marron,... (Dalpé *et al.*, 2005; De Souza *et al.*, 2005; Goto et Maia, 2006; Oehl *et al.*, 2008; Redecker *et al.*, 2013).

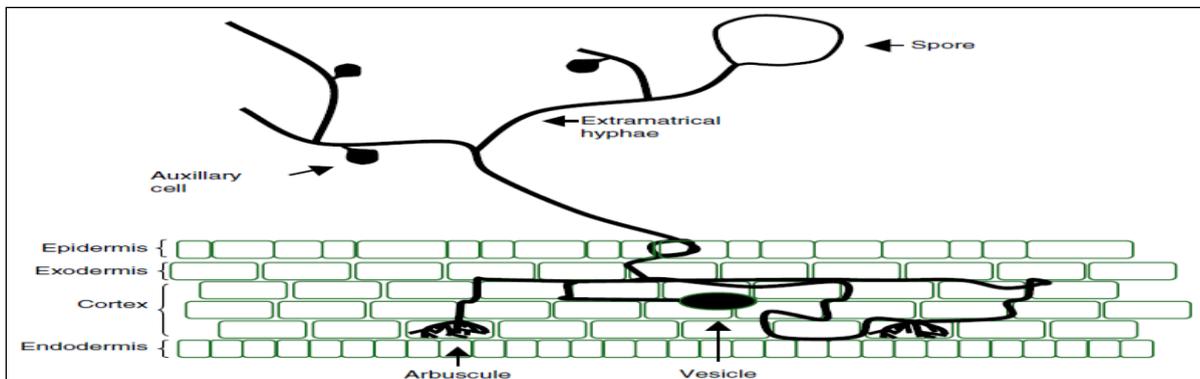


Fig. 04 : Structures formées par les Mycorhizes Arbusculaires (Nelson et Spaner, 2012)

III.4. Fonctionnement de la mycorhize : la symbiose mutualiste

Les deux partenaires de la symbiose mycorhizienne essaient d'obtenir le maximum de bénéfices, mais globalement les échanges de bénéfices sont réciproques.

III.4.1. Avantages pour le champignon

Le mycosymbiote hétérotrophe est incapable de synthétiser ses besoins en glucides et le CMA est incapable à dégrader la cellulose et la lignine, c'est la plante autotrophe qui lui fournit ses molécules carbonées, principalement des hexoses. Les CMA favorisent le transfert des sucres vers les racines, elles peuvent consommer jusqu'à 20% du carbone assimilé par la plante (Bago *et al.*, 2000). Ces sucres sont utilisés par le CMA pour fournir de l'énergie, la synthèse des composés cellulaires ou stockés pour une utilisation ultérieure, sous forme de glycogène dans les hyphes extraracinaires, sous forme de triacylglycérol dans les vésicules (Bago *et al.*, 2000). L'apport de la plante ne se limite pas aux glucides, d'autres molécules complexes certaines stimulent la croissance des hyphes, sont aussi fournies par la plante hôte (Trépanier *et al.*, 2005; Gravériaux, 2012).

III.4.2. Avantages pour la plante-hôte

Les hyphes extraracinaires agissent comme des allongements des racines qui peuvent atteindre jusqu'à 25 cm chez le maïs (Jansa *et al.* 2003). Ces hyphes amplifient considérablement le volume du sol explorable. Leur densité importante qui peut atteindre 6 fois celle des racines (Li *et al.*, 2008), permet à la plante un meilleur accès aux ressources

disponibles dans la rhizosphère. Les CMA aussi interagissent avec la plantes au niveau physiologique, et la majorité de ces interactions recensées sont bénéfiques pour la plante particulièrement sous stress (Thrikell *et al.*, 2017) .

III.4.2.1. Amélioration de la nutrition minérale

Un déficit minéral affecte des fonctions essentielles pour le développement et la croissance de la plante telles que le métabolisme, l'activité enzymatique, la photosynthèse, et le system antioxydant (Asgher *et al.*, 2014; Ahmad *et al.*, 2015). Les CMA améliorent l'absorption des nutriments notamment dans les sols déficitaires, ce qui favorise la croissance de la plante hôte dans les conditions normales ainsi que sous déficit (Evelin *et al.*, 2012; Kayama et Yamanaka, 2014). Dans le milieu naturel, la symbiose mycorhizienne est une importante stratégie d'adaptation des plante au déficit d'azote et du phosphore (Elser *et al.*, 2007).

Le phosphore (P): Le P est un élément vital, c'est un élément génétique, énergétique et plastique de la matière vivante. Le P dans le sol est en grande partie sous forme organique ou immobilisé (50% à 80% du P total) (Turner *et al.*, 2002; Gavériaux, 2012), alors qu'une infime partie, 10-15% selon Johri *et al.* (2015), se trouve sous forme d'ions orthophosphates (PO_4^{3-} , HPO_4^{2-} , H_2PO_4), unique forme assimilable par les plantes (Raghothama, 1999). Pour s'adapter, les plantes sont associées avec les champignons symbiotiques du sol qui facilitent l'absorption du P (Karandashov et Bucher, 2005). Les CMA augmentent significativement la teneur en P dans la partie aérienne et racinaire de la plante hôte (Al-Hmoud et Al Momany, 2017). Ils peuvent fournir jusqu'à 80% des besoins de la plante en P en échange de 30% des sucres photosynthétisés par la plante ce qui rend cet échange équitable selon Fellbaum *et al.*(2012).

Les CMA améliorent la biodisponibilité du P grâce au faible diamètre des hyphes, la libération des acides organiques et des enzymes, comme ils ont une importante efficacité de transport des nutriments par les hyphes extraracinaires (Shu et Wu, 2017). Ces mécanismes améliorent l'acquisition du P qui va être utilisé par le CMA, céder à la plante ou stocké dans les cellules des CMA sous forme de polyphosphate (Gravériaux, 2012)

L'azote (N) : Les apports des CMA en N pour la plante hôte peuvent atteindre un tiers des besoins de la plante (Govindarajulu *et al.*, 2005). Les CMA améliorent l'absorption direct de N par les hyphes et accélèrent la dégradation des composés organiques dans le sol (Hodge *et al.*, 2001). Les CMA absorbent et transfèrent le N minéral et organique du sol vers la plante. L'absorption de N par la CMA est facilitée par un transport actif d'azote minéral sous formes ammoniacal et nitrique (avec une préférence du NH_4) et l'azote organique sous forme d'acides aminés et des peptides (Wipf *et al.*, 2019). L'azote minéral absorbé est convertie en arginine puis transporté jusqu'à l'arbuscule où il est dégradé en ammonium et libéré sous forme minérale

à la plante (Govindarajulu *et al.*, 2005).

Le potassium (K) : Certaines études ont montré une augmentation des concentrations en K dans les plantes inoculées par les CMA (Ortas et sari, 2003). Néanmoins, les mécanismes qui interviennent dans le processus restent mal connus (Ortas et Rafique 2017).

Les oligoéléments : des éléments minéraux tels que le soufre, le cuivre, le zinc, le fer... sont absorbés en petite quantité mais ils sont indispensables pour la plante. Les CMA par une meilleure exploration de la rhizosphère, améliore aussi l'absorption des oligoéléments (Vinayak et Bagyaraj, 1990).

III.4.2.2. Amélioration de la tolérance à la sécheresse

Le déficit hydrique réduit la croissance de la plante par l'affection de l'activité enzymatique, l'absorption des minéraux (Ahanger et Agarwal, 2017), la réduction de la transpiration et l'induction du stress oxydatif (Impa *et al.*, 2012; Hasanuzzaman *et al.*, 2013). Les CMA ont prouvé leur capacité d'améliorer la tolérance à la sécheresse chez plusieurs cultures telles que le blé, l'orge, le maïs, le soja, la fraise, les oignons, le coton,... (Mena-Violante *et al.*, 2006; Ruiz-Lozano *et al.*, 2015; Beltrano and Ronco, 2008; Maya et Matsubara 2013; Yooyongwech *et al.*, 2013; Moradtalab *et al.*, 2019). Le CMA améliore l'absorption d'eau par l'augmentation du volume du sol exploité par les racines et les hyphes extraracinaires (Gianinazzi *et al.*, 2010; Zhang *et al.*, 2016). Ces hyphes grâce à leur finesse (2-20 μm) (Smith et Smith, 2011), peuvent explorer les pores du sol et atteindre des sources d'eau non accessible aux racines de la plante, comme ils interviennent dans le transport d'eau (Khalvati *et al.*, 2005). Dépourvues de cloisons transversales et avec un cytoplasme peu abondant, les hyphes facilitent le transport de l'eau vers les racines (Gavériaux, 2012). Le CMA améliore aussi l'absorption par des changements morphologiques et physiologiques des racines (Berta *et al.*, 1990) et l'influence les propriétés hydrauliques des racines (Barzana *et al.* 2012; Sanchez-Romera *et al.* 2016). Encore, les CMA contribuent à améliorer la tolérance aux stress par des modifications dans les organes aériens des plantes (Bárzana *et al.*, 2012). Ils contribuent à la régulation d'un nombre fonction et processus physicochimiques, la stimulation de certains gènes présumés impliqués dans la réponse des plantes à la sécheresse (Chitarra *et al.*, 2016), l'ajustement osmotique (Kubikova *et al.*, 2001), la régulation stomatique (Duan *et al.*, 1996),... La capacité d'ajustement osmotique aide à maintenir la turgescence des cellules et les fonctions reliées telles que l'ouverture stomatiques, la croissance, la photosynthèse en plus de maintenir un gradient de potentiel hydrique qui favorise l'entrée d'eau dans les racine (Ruiz-Lozano *et al.*, 2003). Les CMA favorisent l'accumulation des ions organiques et/ou minéraux dans les vacuoles, tels que la proline (Kaya *et al.*, 2009), la glycine, la bétaine, et les sucres, (Kaya *et al.*, 2009 ; Beltrano

et al. 2013 ; Mathimaran *et al.*, 2017). L'amélioration de la nutrition phosphatée rend les membranes phospholipidiques plus stables et réduit les pertes des osmolytes (Evelin *et al.* 2012).

III.4.2.3. Amélioration de la tolérance au stress oxydatif

Les plantes sous stress produisent les espèces réactives de l'oxygène en grande quantité (Mathimaran *et al.*, 2017), induisant un stress oxydatif qui affectent les lipides, les protéines, l'ADN... (Miller *et al.*, 2010). Pour se protéger, les plantes tolérantes les métabolisent par une activité antioxydante très élevée (Zhu *et al.*, 2010a). Plusieurs études ont montré l'amélioration l'activité du système antioxydant par les CMA (Mathimran *et al.*, 2017).

III.4.2.4. Amélioration de la tolérance au stress salin

Le stress salin est un des majeurs stress qui affecte la croissance des plantes, l'assimilation des nutriments, et accentue le stress oxydatif (Ahanger *et al.*, 2017). Des études ont prouvé que les CMA limitent l'effet de la salinité et améliorent la productivité sous stress salin (Talaat et Shawky, 2014; Abdel-Latef et Miransari, 2014). Les CMA améliorent des paramètres physiologiques tels que le taux de la photosynthèse, la conductance stomatique, et la teneur en eau des feuilles sous stress salin (Ait El Mokhtar *et al.*, 2019). Les CMA améliorent la capacité d'ajustement osmotique par l'accumulation de différentes osmolytes (Sheng *et al.*, 2011; Begum *et al.*, 2019), réduisent le stress oxydatif (Talaat et Shawky, 2014) et l'accumulation du sodium (Santander *et al.*, 2017).

III.4.2.5. Amélioration de la tolérance au stress thermique

Les CMA peuvent améliorer la tolérance de la plante hôte aux hautes et basses températures. Les hautes températures entraînent la perte de vigueur, ralentissent la vitesse de croissance, réduisent la biomasse, accélèrent la senescence des feuilles et affectent le rendement (Wahid *et al.*, 2007; Hasanuzzaman *et al.*, 2013). Des études ont montré que l'inoculation réduit ces effets et améliore la croissance et la production (Gavito *et al.*, 2005; Maya et Matsubara, 2013). Les CMA atténuent aussi l'effet des basses températures (Chen *et al.*, 2013), la colonisation par les CMA est accompagnée par un accroissement des métabolites secondaires, renforcement du système humanitaire de la plante (Abdel Latef et Chaoxing, 2011) et une amélioration de la conservation d'eau ainsi que son efficacité d'utilisation sous basses températures (Zhu *et al.*, 2010b).

III.4.2.6. Amélioration de la tolérance des pathogènes

Les CMA induisent la résistance aux pathogènes chez plusieurs cultures importantes (Pozo et Azcon-Aguilar, 2007; Cameron *et al.*, 2013), toutefois les mécanismes de défense ne sont pas encore assez clairs (Singh et Giri, 2017). Une nutrition améliorée par les CMA rend la

plante plus vigoureuse et résiliente face aux différents stress y compris les pathogènes, et renforce aussi le système vasculaire ce qui réduit l'effet des pathogènes vasculaires (Huang *et al.* 2003). Les CMA influencent la microflore dans la rhizosphère, entrent en compétition avec le pathogène et activent des mécanismes de défenses chez la plante hôte (Singh et Giri, 2017). Les CMA stimulent la production de l'acide salicylique et l'acide jasmonique (Meixner *et al.*, 2005) qui induisent la résistance des plantes durant l'infection (Bari et Jones, 2009), augmentent l'activité chitinolytique et la production de phytolaxines (Huang *et al.*, 2003) ce qui améliore l'immunité de la plante (Sharma *et al.*, 2017a). La défense des racines est renforcée par la défense d'un réseau mycélien dense et qui facilite aussi la communication entre les plantes voisines (Gavériaux, 2012).

III.4.3. Bienfaits des Mycorhizes à arbuscules à l'échelle de l'agroécosystème

Les études sur les CMA généralement focalisent sur les interactions avec la plante hôte sous différentes situations, ce qui peut sous-estimer leur importance. Selon Rillig (2004), les études sur les MA doivent considérer les bienfaits à l'échelle de l'écosystème pour une juste appréciation de cette symbiose. En plus des bienfaits directs pour la plante hôte, les MA fournissent des services à l'agroécosystème (Tableau 01, Thirkell *et al.*, 2017).

Les CMA améliorent l'agrégation et la stabilité du sol grâce au réseau mycélien extraracinaire dense qui est positivement corrélé avec la stabilité du sol (Wilson *et al.*, 2009; Barto *et al.*, 2010) et grâce aussi à la production de la glomaline, une protéine qui agit comme une colle en tenant les particules liées les unes aux autres (Wright and Upadhyaya, 1998 ; Rosier *et al.*, 2006). La glomaline et la biomasse des CMA représentent des formes stables du carbone stockées dans le sol et améliore la rétention d'eau en plus de la stabilité structurale (Rillig *et al.*, 2001, Wu *et al.*, 2014; Sharma *et al.*, 2017b). Une structure sable du sol améliore la filtration des eaux et réduit le ruissellement ce qui protège le sol contre l'érosion. En améliorant l'efficacité de la nutrition et la réduction de lessivage, Begaum *et al.* (2019) estiment que la réduction des apports des engrais peut atteindre la moitié chez certaines cultures.

Tableau 01 : les effets de l'inoculation par CMA dans les publications durant 3 ans dont quelques méta-analyses et des articles review (*) collectées par Thirkell *et al.*, (2017).

Effet des CMA au niveau de la plante	Références
Absorption des nutriments	Amélioration Cavagnaro (2014), Sangabriel-Conde <i>et al.</i> (2014), Sabia <i>et al.</i> (2015), Puschel <i>et al.</i> (2016), Zhu <i>et al.</i> (2016)
	Réduction où sans effet Johnson <i>et al.</i> (2015), Puschel <i>et al.</i> (2016)
Biomasse / Rendement	Amélioration Cavagnaro (2014), Sabia <i>et al.</i> (2015), Rozpadek <i>et al.</i> (2016), Gosling, <i>et al.</i> (2016), Hijri (2016) *
	Réduction où sans effet Dai <i>et al.</i> (2014), Gosling, Jones & Bending (2016), Hijri (2016)*
Défense	Amélioration Maffei <i>et al.</i> (2014), Anda, de Boulois & Declerck (2015), Mora-Romero <i>et al.</i> (2015), Nair <i>et al.</i> (2015), Ren <i>et al.</i> (2015), Shrivastava <i>et al.</i> (2015), Song <i>et al.</i> (2015), Guadalupe Cervantes-Gamez <i>et al.</i> (2016), Sowik, Borkowska & Markiewicz (2016)
	Réduction ou sans effet Babikova <i>et al.</i> (2014b), Murrell, Hanson & Cullen (2015), Ronsheim (2016)
Tolérance à la sécheresse	Amélioration Lazcano, Barrios-Masias & Jackson (2014), Bowles <i>et al.</i> (2016)
Salinité/ Métaux	Amélioration Talaat & Shawky (2014), Kumar <i>et al.</i> (2015) *, Mardukhi <i>et al.</i> (2015), Rezvani <i>et al.</i> (2015), Spagnoletti <i>et al.</i> (2015, 2016)
	Réduction où sans effet Kumar <i>et al.</i> (2015) *, Zhang <i>et al.</i> (2016)
Agroécosystème	
Carbone séquestré	Amélioration Wu <i>et al.</i> (2014), Bowles <i>et al.</i> (2016), Verbruggen <i>et al.</i> (2016)
Structure du sol /érosion	Amélioration Wu <i>et al.</i> (2014), Wu, Wang & Srivastava (2016), Mardhiah <i>et al.</i> (2016)
Rétention d'eau	Amélioration Bowles <i>et al.</i> (2016), Cavagnaro (2016)

Ces atouts des CAM peuvent directement ou indirectement améliorer la productivité de la plante (Rillig et Mummey, 2006) et atténuer l'impact d'une exploitation excessive des sols qui peut réduire la biodiversité et affecter le fonctionnement des écosystèmes (Smith et Read, 1997; Wagg et al., 2015).

III.5. Utilisation des CMA comme biofertilisant

Vue leurs atouts variés, les CMA peuvent être utilisés pour stimuler la croissance des plantes, améliorer la qualité du sol et les différentes fonctions biologiques dans l'écosystème, ainsi que pour contribuer à améliorer les rendements des cultures (Begaum *et al.*, 2019). Pour favoriser le développement des CMA dans le sol et optimiser les gains possibles, les recherches se focalisent sur deux approches : 1) la gestion des CMA endémiques par l'étude d'interaction avec les différentes pratiques agricoles adéquates telles que: travail du sol, rotation, fertilisation, et 2) la production en masse des CMA endémiques ou exotiques et les introduire sous forme de biofertilisant.

Les résultats d'utilisation des CMA comme bioinoculant dans plusieurs recherches, recommandent leur utilisation comme biofertilisant dans le cadre d'une durable production des cultures (Barrow, 2012). Il a été prouvé que l'inoculation augmente significativement le réseau mycélien extra-racinaire que dans les sol non inoculé (Syamsiyah *et al.*, 2018), ainsi que les TCR même plus que les autres pratiques agricoles qui favorisent le développement des CMA (Zhang *et al.*, 2019). Les effets d l'inoculation sur la production végétale ont été souvent positifs particulièrement sous stress (Thrikell *et al.*, 2017; Zhang *et al.*, 2019).

Ces résultats prometteurs ont encouragé la recherche sur l'utilisation des CMA comme biofertilisant. Les recherches visent à comprendre les différents aspects de cette relation dans différents conditions et sous différentes angle de vue, ces recherches visent l'exploration la diversité des CMA dans le milieu naturel et dans l'agroécosystème, l'interaction des CMA avec les différentes pratiques agricoles (fertilisation, rotation, travail du sol, couvert végétal, ...), la spécificité d'interaction avec les CMA endémiques et les autres microbes (bactéries essentiellement) dans la rhizosphère, étude de la variation de la réponse à l'inoculation des espèces et des variétés sous différents scénarios de développement,...malgré les réserves de certains chercheurs (Rayan et Graham, 2018), la majorités des résultats obtenues sont en faveur du développement de l'utilisation des CMA dans l'agriculture (Zhang *et al.*, 2019).

La recherche s'est aussi intéressée à la production en masse des biofertilisants à base de CMA, ainsi que la formulation des biofertilisants pour faciliter leur application seuls ou combinés avec d'autre microbes bénéfiques. A ce jour certaines méthodes sont développées pour la production en masse des bioferitilisants à base de CMA. Selon Sharma *et al.* (2017c), la multiplication en masse peut se faire par des cultures pièges en utilisant une plante hôte et un substrat adéquat. Cette technique produit une culture mixte et peut se faire à la ferme. La production se fait aussi par la culture aéroponique, une technique qui permet une croissance abondante des racines et donc plus grand nombre de propagules et le produit final et plus facile à stocker, conditionnée et conservé. Cette méthode de production respect l'environnement et rentable économiquement (Coelho *et al.*, 2014). Une autre technique est la culture des racines in vitro, développée par White (1943) pour l'observation des mycorhizes dans un milieu antiseptique, mais elle peut être utilisée pour la production en masse aussi (Fortin *et al.*, 2002).

Les propagules produites peuvent être stockées à 4°C en absence de lumière pour une longue durée et utilisées comme inoculum pour les cultures en serres ou en plein champs (Sharma *et al.*, 2017c).

Première Patrie : Evaluation de la performance de quelques géotypes de blé dur en zone semi-aride à travers les critères de tolérance à la sécheresse, de la stabilité et de l'adaptabilité

Le blé dur est un des aliments à large consommation dans plusieurs pays y compris l'Algérie. Sa production est enfreinte par plusieurs obstacles techniques et naturels. Le premier obstacle de la production sous climats méditerranéen où il est principalement cultivé, est la sécheresse qui a pris d'ampleur avec le changement climatique des dernières années. La réduction et l'irrégularité des précipitations a aussi affecté les réservoirs d'eau superficiels et souterrains, ce qui réduit les possibilités d'irrigation d'où la nécessité de s'adapter aux différents scénarios de contrainte hydrique et ainsi valoriser au mieux les précipitations disponibles. A côté des techniques culturales adaptées, le choix de géotype qui valorisent au mieux les précipitations va surement améliorer la productivité et assurer sa stabilité.

L'objectif de cette étude est l'évaluation de quelques géotypes de blé dur en zone semi-aride avec différents niveaux de disponibilité d'eau. L'évaluation porte sur la productivité, la tolérance à la sécheresse, la stabilité de la performance et l'adaptabilité.

I. Performance de 17 géotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride

Une collection de géotypes de blé dur comportant des populations locales anciennes et des variétés améliorées localement ou introduites, fournis par l'institut technique des grandes cultures (ITGC) de Sétif ont été cultivées dans 5 environnements durant les saisons 2016/2017, 2018/2019 et 2019/2020. Après la récolte, la performance des géotypes a été évaluée ainsi que l'effet de l'environnement et l'interaction entre l'environnement et le géotype.

I.1. Matériels et Méthodes

I.1.1. Matériel Végétal

L'étude a été effectuée sur 17 géotypes composés de populations locales anciennes et des variétés améliorées localement ou introduites par l'ITGC. Le nom, le pédigrée et l'origine des géotypes sont cités dans le tableau (01).

I.1.2. Zone d'étude

Cinq essais en plein champs ont été réalisés, l'essai (E1) a été installé dans station expérimentale de l'ITGC à Sétif durant la campagne 2016/2017 et les essais (E2 et E3) durant la campagne 2018/2019 et (E4 et E5) durant la campagne 2019/2020 ont été installés dans le campus Elbaz à l'université Ferhat Abbas Sétif 1 (UFAS1).

Le sol du premier site possède une texture argilo-limoneuse, un pH de 8,2 et un taux de matière organique de 1,35 % et le sol du deuxième site possède une texture limono-argileuse, un pH de 7,8 et un taux de matière organique de 1,5%. La région d'étude se caractérise par un climat semi-aride avec un hiver frais et une précipitation annuelle moyenne de 400 mm (Rouabhi *et al.*, 2018a).

Tableau 01: Nom, Pédigrée, et Origine de 17 génotype étudiés.

Variété	Acronyme	Pédigrée	Origine	Obtenteur
Altar 84	Alt.	Ru_/Flamingo,mex//Mexicali-75/3/Shearwater	CYMMIT	
Bidi17	BD	Population locale	Algérie	
Bousselem	Bous.	heider/Marli/heider-Cro ICD-414-1BLCTR-4AP	Syrie	Semilas Fito.S
Boutaleb	Bout.	Hedba 3/Ofanto	Algérie	ITGC Sétif
Djenah Khotifa	DK	Population locale	Nord-africain	
Gtadur Dur	Gtd	Gaviota x Durum	Mexique	
Guemgoum R'kham	GR	Population locale	Algérie	ITGC Tiaret
Hedba3	Hd	Population locale	Algérie	
Korifla	Ko	Durum-dwarf-s-15/Crane//Geier	ICARDA	
Massinissa	Mas	97-98/002-2S-2S-3S-1S-0S	Algérie	ITGC Sétif
Megress	Meg	023-99-ITGC SETIF/1S-8S-1S-1S-0S	Algérie	ITGC Sétif
Mohamed Ben Bachir	MBB	Population locale	Algérie	ITGC Sétif
Oued Elbared	OE	Gta dur/Ofanto	Algérie	ITGC Sétif
Oued Zenati	OZ	Population locale	Algérie	
Simeto	Sim	Capeiti x valvona	Italie	IAO ITALIO
Vitron	Vit	Turkey77/3/Jori/Anhinga//Flamingo	Espagne	
Waha	W	PLC/Ruff/GTA"S"/3/-	Syrie	ICARDA

I.1.3. Installation et conduction des expérimentations

Les expérimentations ont été conduites en blocs complètement aléatoire avec trois répétitions. Les unités expérimentales sont constituées de 6 rangs de 1,5 m de longueur et 0,18 m d'écartement. La densité de semis a été calculée pour un peuplement de 300 plants/m².

Le sol a été préparé pour le semis par un labour suivi par les façons superficielles pour l'émiettement du sol. Pour la fertilisation, 80 kg/ha de Monoammonium du phosphate (MAP: 12% N 52% P) ont été épandus au semis et 100 kg/ha d'urée (46% N) ont été épandus en deux apports, aux stades tallage et montaison successivement. Le désherbage a été effectué manuellement au fur et à mesure des visites aux expérimentations.

Les essais E1, E2, E3 et E5 ont été conduits en régime pluvial alors que des irrigations ont été apportées à l'essai E4 pour rapporter l'humidité du sol au niveau de la capacité au champ (20 mm en février, 30 mm en avril, et 60 mm en Mai) (Tableau 02).

Tableau 02 : Informations sur les 5 essais effectués

Essai	Campagne	Site	Mode de conduction	Altitude	Coordonnées	Date de semis	Date de levée	Quantité d'eau reçue*	Précédent cultural
E1	2016/2017	Station ITGC Setif	Pluvial	960m	36°08'N 5°20' E	02/01/2017	15/02/2017	75,82 mm	Jachère travaillée
E2	2018/2019	Campus Elbaz	Pluvial	1050m	36°12'N 5°21' E	10/12/2018	25/12/2018	242,1 mm	Jachère
E3	2018/2019	Campus Elbaz	Pluvial	1050m	36°12'N 5°21' E	25//12/2018	15/01/2019	208,6 mm	Jachère
E4	2019/2020	Campus Elbaz	Pluvial	1050m	36°12'N 5°21' E E	05/12/2019	21/12/2019	288,76 mm	Blé dur
E5	2019/2020	Campus Elbaz	Irriguée	1050m	36°12'N 5°21' E	17/12/2019	05/01/2020	168,36 mm	Blé dur

*: 01 mois avant la levée + cycle de culture (maturité physiologique).

II.1.4. Mesures effectuées

A la maturité, les plants d'un mètre linéaire au centre de chaque parcelle élémentaire ont été moissonnés et après le battage des épis, les graines ont été pesées et le rendement a été converti en tonne par hectare (t/ha).

II.1.5. Analyse statistique

La comparaison de la productivité des génotypes étudiés dans chacun des environnements étudiés a été faite par un test ANOVA à deux facteurs (génotype et bloc). Le test LSD a été utilisé pour mettre les génotypes en groupes homogènes. Un deuxième test ANOVA à trois facteurs (génotype, environnement, bloc en tant que facteur contrôlé) a été réalisé pour comparer la performance des génotypes à travers les 5 environnements d'étude et le test LSD a été utilisé pour arranger les génotypes, les environnements et les traitements (génotypes x environnement) en groupes homogènes.

Les analyses statistiques et les représentations graphiques ont été réalisées par le logiciel XLSTAT 2019.

I.2. Résultats et discussion

I.2.1. Conditions climatiques

Si on se réfère à la moyenne des précipitations et des températures moyennes collectées par l'ONM durant la période 1981-2015 (Tableau 03, Fig. 01), on remarque qu'il y a eu une

réduction des précipitations dans tous les environnements mais avec une différence dans la sévérité et la répartition.

Dans l'environnement 2016/2017 (E1), les précipitations ont cessé dès le mois de Mars et la sécheresse a continué jusqu'à la maturité de la culture. Cette période a coïncidé avec la période de pleine croissance (montaison, floraison et remplissage du grain) ou les besoins en eau de la culture sont élevés. Et donc, ce déficit hydrique représente un stress sévère pour la culture. La courbe ombrothermique de la campagne 2018-2019 montre un stress moins intense en fin de cycle avec un effet plus important sur l'essai semé tardivement (E3) par rapport à l'essai mis en sol précocement (E2).

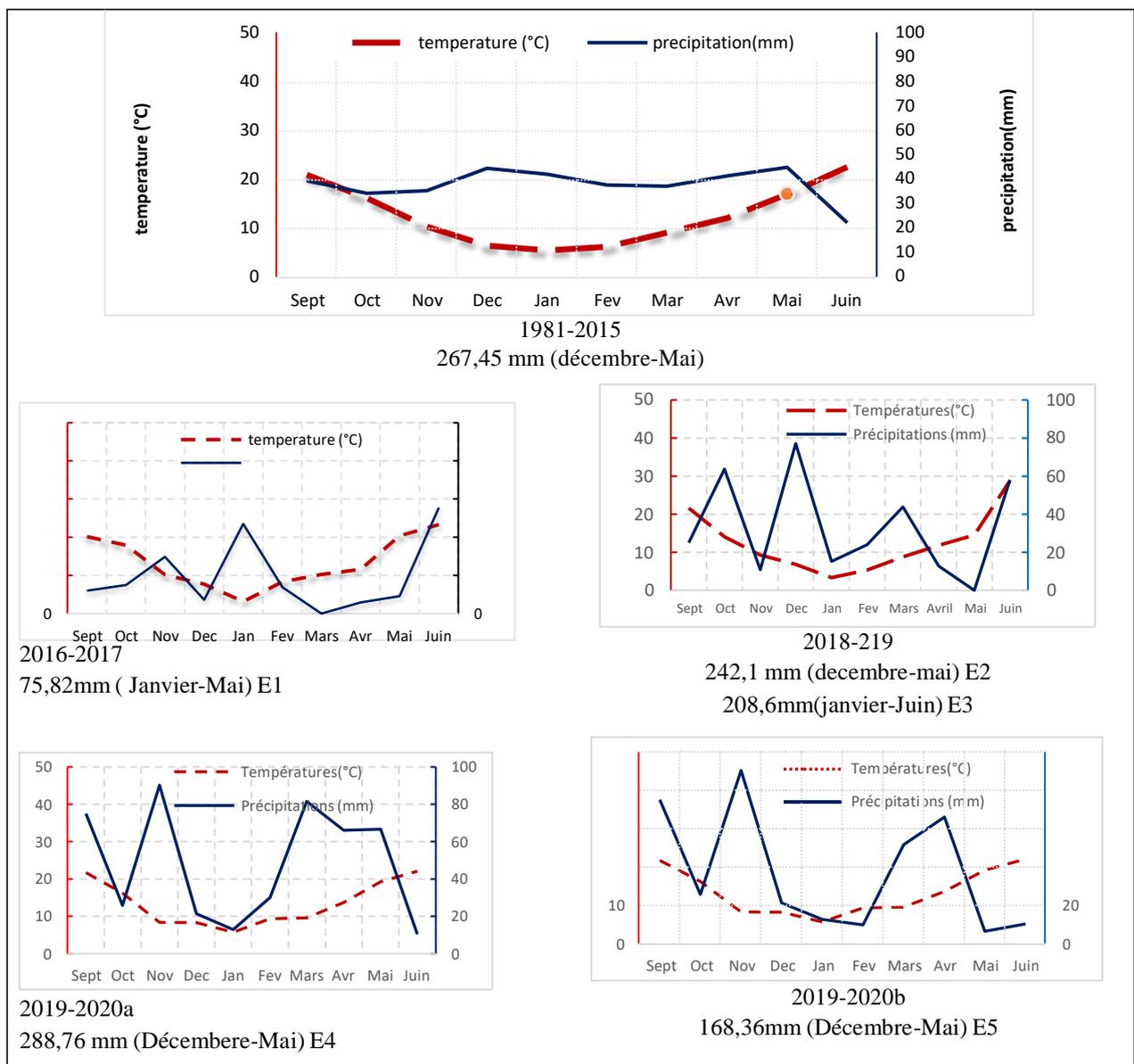


Fig. 01 : Courbes ombrothermiques des campagnes : 2016-2017, 2018-2019, 2019-2020a, 2019-2020b, et la moyenne de la période 1981-2015 (ONM, 2020).

Tableau 03: Précipitations et températures moyennes des campagnes 2016-2017, 2018-2019, 2019-2020 et la moyenne de la période 1981-2015 (ONM, 2020).

	Campagne	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin
Précipitations (mm)	1981-2015	39,06	33,94	34,99	44,12	41,76	37,31	36,79	41,02	44,56	21,89
	2016-2017	12,00	14,90	29,70	7,20	46,90	13,82	00	5,90	9,20	55,50
	2018-2019	41,00	10,70	55,70	33,50	13,90	23,20	90,20	81,30	51,90	17,80
	2019-2020	75,00	25,80	90,20	21,40	12,80	10,00	51,56	66,00	6,60	10,40
Températures moyennes (°C)	1981-2015	20,75	15,95	10,14	6,24	5,27	5,99	8,92	11,89	16,80	22,37
	2016-2017	20,10	17,91	10,12	7,71	3,15	8,27	10,26	11,59	20,35	23,30
	2018-2019	20,90	15,95	9,45	5,28	6,43	3,43	8,86	11,21	15,40	20,78
	2019-2020	21,65	16,20	8,30	8,25	5,70	9,35	9,55	13,65	19,20	22,05

I.2.2. Evaluation de la performance

Les résultats de l'analyse de la variance ont révélé des effets significatifs à différents niveaux de précision du génotype sur le rendement dans les environnements E1, E2, E3, E4, et E5 successivement (Tableau 04). Ces résultats indiquent la présence d'une variabilité génotypique d'où la possibilité de sélection entre ces génotypes pour chacun des environnements.

Dans l'essai E1 qui a connu un stress sévère en fin de cycle, le rendement moyen a été 1,26 t/ha. Masinissa a réalisé le meilleur rendement (1,82 t/ha) alors que Djenah Khotifa a enregistré le plus faible rendement (0,65 t/ha).

Dans l'environnement E2 le rendement moyen a été de 4,52 t/ha. De même que l'environnement E1, Massinissa a réalisé le meilleur rendement (5,22 t/ha) et Djenah Khotifa relativement le rendement le plus faible (3,2 t/ha).

Dans l'environnement E3, le meilleur rendement a été réalisé par Oued Elbared (5,67 t/ha) alors que le rendement le plus faible a été réalisé par Bousselem (2,21 t/ha). Le rendement moyen de E3 a été 3,95 t/ha, en l'occurrence 12,61% moins que celui de E2. Ceci indique que le semis tardif amplifie l'effet du déficit hydrique en fin de cycle, et suggère aussi qu'un semis précoce, avec la considération du climat et de la précocité du génotype, pourrait réduire les pertes causées par le déficit hydrique en fin de cycle.

L'essai E4 a enregistré le rendement moyen le plus élevé (4,91 t/ha). Le rendement le plus élevé dans E4 et dans tous les environnements a été réalisé par Simeto 8,03 t/ha et le rendement le plus faible a été réalisé par Waha (3,81 t/ha). L'essai E5 conduit en culture pluviale, a enregistré un rendement moyen de 3,24 t/ha, qui est 34,1% inférieur à celui de E4 qui lui a été irrigué. Massinissa a enregistré le rendement le plus élevé (4,29 t/ha) et Mohamed Ben Bachir le rendement le plus faible (2,63 t/ha). Ces derniers résultats montrent à la fois l'importance que peut avoir les déficits hydriques sur le rendement ainsi que, l'importance que peut avoir

l'irrigation sur la limitation des effets du déficit hydrique et par conséquent l'amélioration du rendement.

L'analyse globale de la variance des rendements dans les 5 environnements a révélé un effet très hautement significatif de l'environnement, du génotype, du bloc et enfin de l'interaction Génotype*environnement (Tableau 05). L'effet significatif du génotype révèle une diversité génétique d'où la possibilité de sélection des génotypes. L'interaction génotype*environnement traduit la variation de la réponse des génotypes aux variations de l'environnement et donc la possibilité de sélectionner des génotypes soit avec une large ou une adaptation spécifique.

Tableau 04: Rendement moyen de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride et la signification (P) de l'effet de génotype et de bloc dans chaque environnement.

Génotypes	E1	E2	E3	E4	E5	Moyenne
Altar 84	1,315 bcde	4,354 abcde	4,561 ab	5,04 cdef	3,001 cd	3,65 bcde
Bidi17	0,921 fgh	4,124 cdef	4,111 abc	4,07 ef	3,871 ab	3,42 cdefg
Bousselem	1,257 cdef	5,057 ab	2,214 d	4,38 ef	3,063 bcd	3,20 efg
Boutaleb	1,419 bcd	4,962 abc	2,508 cd	4,11 ef	2,656 d	3,13 fg
Djenah Khotifa	0,655 h	3,200 f	4,769 ab	3,87 f	2,689 d	3,04 g
Guemgoum Rkham	1,126 defg	4,034 def	4,176 abc	5,36 bcde	3,388 bcd	3,59 bcdef
Gtadur	1,648 ab	4,418 abcde	3,524 bcd	6,21 bc	2,785 cd	3,72 bcd
Hedba3	1,044 efg	4,163 bcde	4,142 abc	4,64 def	2,917 cd	3,38 cdefg
Korifla	1,526 abc	4,370 abcde	4,586 ab	4,59 def	3,280 bcd	3,67 bcd
Massinissa	1,820 a	5,225 a	5,348 ab	4,53 def	4,294 a	4,24 a
Megress	0,663 h	4,926 abcd	4,192 abc	5,85 bcd	3,447 abcd	3,81 abc
Mohamed Ben Bachir	1,413 bcd	4,989 abc	3,571 bcd	4,15 ef	2,630 d	3,35 defg
Oued Elbared	1,539 abc	4,945 abcd	5,672 a	4,18 ef	3,305 bcd	3,93 ab
Oued Zenati	0,811 gh	5,161 a	4,431 ab	4,23 ef	3,405 bcd	3,65 bcde
Simeto	1,385 bcde	3,745 ef	4,234 abc	8,03 a	3,597 abc	4,20 a
Vitron	1,276 cdef	4,815 abcd	2,529 cd	6,39 b	3,453 abcd	3,69 bcd
Waha	1,571 abc	4,199 bcde	2,515 cd	3,81 f	3,382 bcd	3,10 g
Moyen	1,26	4,52	3,95	4,91	3,24	3,57
LSD	0,37	0,92	1,06	1,73	0,85	0,46
Signification des effets	P					
Génotype	< 0,001	0,004	< 0,001	< 0,001	0,019	
Bloc	0,077	< 0,001	0,041	< 0,001	0,011	

Les géotypes Massinissa, Simeto, Oued Elbared et Mohamed Ben Bachir ont réalisé les meilleures performances à travers les 5 environnements d'étude avec des rendements allant de 4,24 t/ha, 4,20 t/ha, 3,93 t/ha, 3,81 t/ha successivement (Fig. 02). L'effet de l'environnement a eu l'effet le plus important sur la variabilité des rendements selon la valeur des SCE (Tableau 05). La variation environnementale principalement par la disponibilité d'eau, a été le premier facteur déterminant des rendements dans notre étude. Les environnements E2 (4,52 t/ha), E3 (3,95 t/ha) et E4 (4,91 t/ha) sont plus favorables à la production en enregistrant des rendements moyens supérieurs à la moyenne générale (3,57 t/ha) à l'opposé de E1 (1,26 t/ha) et E5 (3,95 t/ha) qui ont été moins productives.

Tableau 05: Analyse de la variance des rendements de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.

Source de variation	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Environnement	4	423,15	105,79	256,51	< 0,001
Géotype	16	30,58	1,91	4,63	< 0,001
Block	2	0,04	0,02	0,05	0,95
Environnement * Géotype	64	111,29	1,74	4,22	< 0,001
Erreur	168	69,29			
Total	254	634,35			

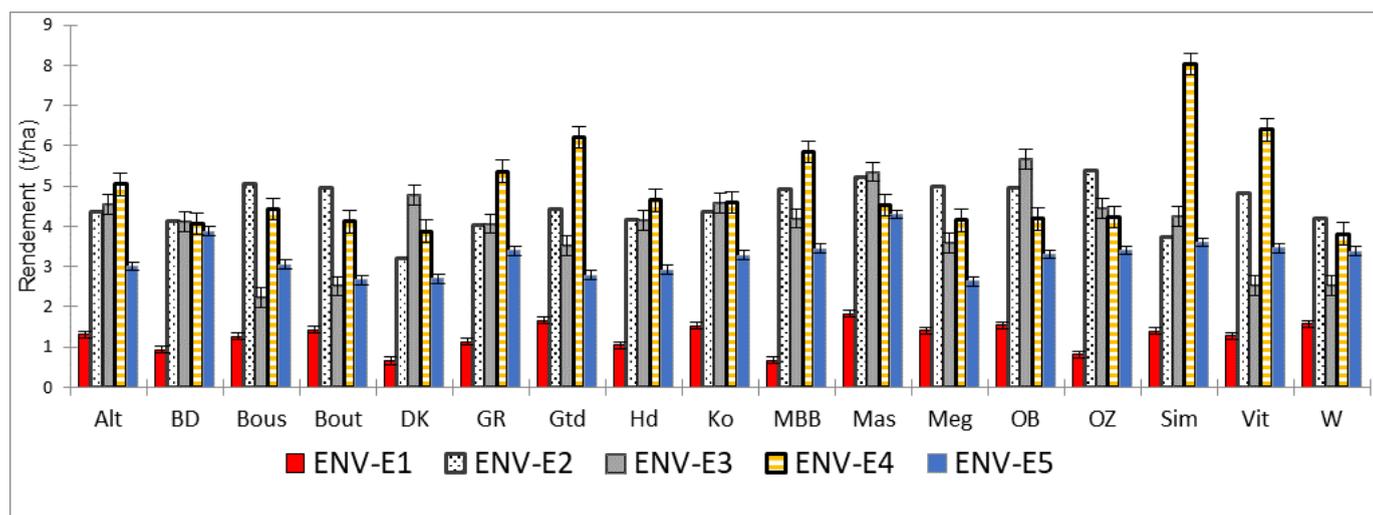


Fig. 02: Rendements moyens de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride

I.3. Conclusion

Le climat de la région d'étude durant ces 3 campagnes a connu une importante variabilité. Cette variabilité concerne principalement la quantité et la répartition des précipitations. Un déficit hydrique en fin de cycle a été présent durant les 3 campagnes ainsi qu'au début du cycle durant campagne 2019/2020.

La productivité a varié en fonction du génotype et de l'environnement ainsi que l'interaction génotype x l'environnement.

L'effet génotypique révèle une variabilité génétique pour la sélection. L'effet environnemental reflète une variation environnementale particulièrement par la disponibilité d'eau et sa répartition.

La variation des précipitations a largement influencé la productivité sur l'ensemble des environnements. Un semis précoce peut réduire les pertes causées par le déficit hydrique en fin de cycle et l'irrigation si les conditions le permettent, atténue significativement voire complètement l'impact de la sécheresse.

La réponse des génotypes à la variation de l'environnement a été variable aussi, ce qui suggère la possibilité de sélectionner des génotypes à large adaptation ainsi que les génotypes avec une adaptation spécifique aux conditions favorables ou défavorables.

II. Evaluation de la tolérance à la sécheresse par le moyen des indices de tolérance

La tolérance au déficit hydrique est un caractère important pour la production des cultures en zones exposées à la sécheresse. Le choix des génotypes tolérants au stress permet d'assurer une production satisfaisante sous différentes conditions climatiques particulièrement sous déficit hydrique, et donc d'atténuer l'impact de la sécheresse sur les productions.

L'objectif de ce travail est d'évaluer l'ensemble des génotypes étudiés pour leur tolérance à la sécheresse en utilisant un nombre d'indices de tolérance au stress.

II.1. Méthodes

Après le calcul du rendement moyen des génotypes dans chaque environnement et la détermination du rendement sous stress (Y_s) qui le rendement le plus faible et le rendement en conditions favorables (Y_f) qui le rendement le plus élevé ainsi que la moyenne des rendements favorables (\bar{Y}_F) et la moyenne de rendements en conditions de stress (\bar{Y}_S). Les indices de tolérance au stress suivant ont été calculés :

- SSI : Indice de susceptibilité au stress $SSI = (1 - Y_S / Y_F) / (1 - \bar{Y}_S / \bar{Y}_F)$ (Fischer et Maurer, 1978).
- TOL : Tolérance au stress $TOL = Y_F - Y_S$ (Rosielle et Hamblin, 1981).
- MP : Productivité moyenne $MP = (Y_F + Y_S) / 2$ (Rosielle et Hamblin, 1981).
- YSI : Indice de tolérance au stress $YSI = Y_S / Y_F$ (Bousslama et Schapaugh, 1984).
- STI : Indice de stabilité au rendement $STI = (Y_F + Y_S) / \bar{Y}_F^2$ (Fernandez, 1992).
- GMP : Moyen géométrique de la productivité $GMP = (Y_F \times Y_S) * 0.5$ (Fernandez, 1992).
- HMP : Moyen de productivité harmonique $HMP = [2 * (Y_S * Y_f)] / (Y_S + Y_F)$ (Kristin *et al.*, 1997).

Le calcul a été complété par une analyse des corrélations entre les indices, le Y_f , et le Y_s . Pour classer les génotypes selon leur tolérance à la sécheresse, une analyse de Classification hiérarchique ascendante (CHA) a été faite, l'indice de dissimilarité utilisé est la distance euclidienne et le regroupement des génotypes a été fait selon la méthode de Ward. Une analyse en composantes principales (ACP) a été aussi réalisée pour mieux visualiser les relations entre les indices calculés, le Y_f , et le Y_s des génotypes ainsi que la visualisation de la répartition des génotypes selon ces derniers.

Les indices ont été calculés avec Excel 2016. Les corrélations, la classification hiérarchique ascendante, et l'analyse en composantes principales ont été réalisées par XLSTAT 2019.

II.2. Résultats et discussion

L'analyse de la variance des rendements enregistrés dans les différents environnements a montré les effets significatifs de l'environnement (E), le génotype (G) et l'Interaction Génotype Environnement (IGE) sur les rendements en grains. L'influence la plus importante sur les rendements a été celle de l'environnement (Tableau 04). Les environnements diffèrent principalement par la disponibilité d'eau, ce qui confirme l'intérêt de la sélection pour la tolérance au stress (déficit hydrique principalement) dans les mêmes conditions.

Tableau 06: Rendement moyen de 17 génotypes dans les environnements E1, E2, E3, E4 et E5, dans l'ensemble des environnements (RMG) et les rendements moyens des environnements

Génotypes	E1	E2	E3	E4	E5	RMG
Altar	1,31	4,35	4,56	5,04	3,00	3,65
Bidi17	0,92	4,12	4,11	4,07	3,87	3,42
Bousselem	1,26	5,06	2,21	4,38	3,06	3,12
Boutaleb	1,42	4,96	2,51	4,11	2,66	3,92
Djenah Khotifa	0,65	3,20	4,77	3,87	2,69	3,04
Guemgoum R'kham	1,13	4,03	4,18	5,36	3,39	3,59
Gtadur	1,65	4,42	3,52	6,21	2,79	3,71
Hedba	1,04	4,16	4,14	4,64	2,92	3,38
Korifla	1,53	4,37	4,58	4,59	3,28	3,67
Massinissa	1,82	5,22	5,35	4,53	4,29	4,22
Mohamed Ben Bachir	0,66	4,93	4,19	5,85	3,45	3,81
Megress	1,41	4,99	3,57	4,15	2,63	3,35
Oued elbared	1,54	4,94	5,67	4,18	3,31	3,93
Oued Zenati	0,81	5,38	4,43	4,23	3,41	3,65
Simeto	1,39	3,74	4,23	8,03	3,60	3,89
Vitron	1,28	4,82	2,53	6,39	3,45	3,18
Waha	1,57	4,20	2,51	3,81	3,38	3,24
Moyen	1,26	4,52	3,95	4,91	3,24	3,57

Le chiffre en gras est le rendement maximal du génotype.

Les meilleurs rendements des génotypes ont été réalisés durant la campagne pluvieuse 2018/2019 et dans l'essai irrigué E4. Les génotypes Bidi17, Bousselem, Boutaleb, Massinissa, Megress, Oued Elbared, Oued Zenta et Waha ont réalisé leur meilleure performance dans l'environnements E2, alors la meilleure performance de Altar, Guemgoum R'kham, Gtadur, Hedba3, Korifla, Mohamed Ben Bachir, Simeto, et Vitron a été observée dans l'environnement E4. Oued Elbared et Djenah Khotifa ont réalisé leur meilleure performance dans E3. De l'autre côté, le rendement le plus faible (sous stress) pour tous les génotypes a été enregistré dans l'environnement E1.

Cet environnement (E1) s'est caractérisé par une période de sécheresse qui a commencé dès le début de mois de mars jusqu'au maturité, une période qui a coïncidé avec les stade montaison, floraison et remplissage du grain. A l'aide du logiciel Aqua Crop, le déficit hydrique dans la même région a été estimé par 22% avant l'épiaison et 66% après l'épiaison durant la période 2010-2016 (Maamari *et al.*, 2018). Le déficit hydrique en fin de cycle qui caractérise le climat méditerranéen (Reynolds *et al.*, 2005), est la cause principale des pertes des rendements (Bruce *et al.*, 2007).

II.2.1. Indices de tolérance à la sécheresse

En comparant les rendements en conditions favorables et défavorables, les pertes causées par le stress représentent 76,36% du rendement potentiel. Ces pertes importantes reflètent l'importance du déficit hydrique durant la campagne 2016/2017 et la gravité que peut avoir le stress particulièrement le déficit hydrique, sur la production du blé dur dans la région d'étude et les régions similaires. En plus, ces pertes démontrent aussi l'importance que peut jouer la sélection pour la tolérance à la sécheresse dans la limitation de l'impact de la sécheresse sur la production.

L'indice TOL exprime les pertes de rendement causées par le stress par rapport au rendement potentiel en unité de production. Le SSI est aussi un indicateur de perte de rendement mais par rapport aux pertes de l'ensemble des génotypes étudiés. Les génotypes qui enregistrent moins de pertes à cause du stress, auront les TOL et SSI les plus faibles et sont considérés plus tolérants au stress. Leur ressemblance explique la corrélation positive entre eux ($r_{TOL*SSI} = 0,69^{**}$). D'après ces deux indices (Tableau 07), le génotype Waha (TOL=2,63, SSI=1,85) est classé comme premier pour la tolérance au stress hydrique, en revanche Mohamed Ben Bachir est le plus sensible au stress selon la valeur de SSI (2,62) alors que Simeto est le plus sensible selon TOL (6,65). Les génotypes Altar84, Bousselem, Boutaleb, Gtadur, Korifla, Massinissa, Megress, Oued Elbared et Waha qui ont enregistré des SSI inférieurs à 01, peuvent être considérés comme des génotypes tolérants au stress en enregistrant des pertes inférieures à la moyenne des pertes de l'ensemble des génotypes (Choukan *et al.*, 2006; Guendouz *et al.*, 2012).

Une légère différence dans le classement des génotypes entre TOL et SSI peut être expliquée par la dépendance des valeurs de TOL des résultats du rendement en conditions favorables et défavorables respectivement du génotype (Y_f , Y_s), alors que la valeur de SSI en plus de sa dépendance de Y_f et Y_s du génotype, elle dépend également de la moyenne des rendements

(\bar{Y}_F et \bar{Y}_S). Les valeurs de TOL aussi dépendent plus de Y_f ($r=0,93^{**}$) alors que celles de SSI sont inversement dépendantes Y_s ($r= -0,85^{***}$) (Tableau 08).

Selon l'indice de tolérance au stress ($YSI= Y_s/Y_F$), ce sont les génotypes qui ont les valeurs les plus élevées à l'inverse de TOL et SSI, qui sont considérés les plus tolérants au stress. Le classement des génotypes par les valeurs de SYI a été proche de celui de SSI (Tableau 07), ce qui peut s'expliquer par sa dépendance proportionnelle de Y_s ($r= 0,85^{***}$). Le génotype Waha ($YSI= 0,37$) a été le plus tolérant alors que Mohamed Ben Bachir ($YSI= 0,11$) a été le plus sensible au stress.

Tableau 07 : Indices de tolérance au stress de 17 génotypes de blé dur en zone semi-aride.

Génotypes	SSI	TOL	YSI	STI	MP	GMP	HMP
Altar 84	0,97	3,73	0,26	0,52	3,18	3,32	2,09
Bidi 17	1,02	3,20	0,22	0,42	2,52	1,90	1,51
Bousselam	0,99	3,80	0,25	0,52	3,16	3,18	2,01
Boutaleb	1,08	6,62	0,18	0,78	4,73	5,70	2,41
Djnah Khoteifa	1,13	4,11	0,14	0,45	2,71	1,56	1,15
Guemgoum Rkham	1,04	4,24	0,21	0,54	3,25	3,02	1,86
Gtadur	0,96	4,53	0,27	0,65	3,91	5,09	2,60
Hedba	1,02	3,60	0,22	0,47	2,84	2,42	1,70
Korifla	0,88	3,07	0,33	0,51	3,06	3,50	2,29
Massinissa	0,87	3,53	0,34	0,59	3,58	4,87	2,72
Mohamed Ben Bachir	1,16	5,18	0,11	0,54	3,25	1,94	1,19
Megress	0,94	3,58	0,28	0,53	3,20	3,52	2,20
Oued Elbared	0,96	4,13	0,27	0,60	3,61	4,36	2,42
Oued Zenati	1,11	4,57	0,15	0,51	3,09	2,18	1,41
Siméto	1,03	5,09	0,21	0,65	3,93	4,48	2,28
Vitron	0,96	3,54	0,26	0,50	3,05	3,07	2,02
Waha	0,86	2,96	0,35	0,50	3,05	3,56	2,33

SSI : indice de susceptibilité au stress, MP : productivité moyenne, TOL : tolérance au stress, YSI : indice de stabilité au rendement, STI : indice de tolérance au stress, GMP: moyen géométrique de la productivité, HMP: moyen de productivité harmonique.

La productivité moyenne (MP), la moyenne géométrique de la productivité (GMP) et la moyenne de la productivité harmonique (HMP) sont des indicateurs de la production moyenne des génotypes entre les conditions favorables et défavorables. Leurs valeurs sont proportionnelles à la fois avec le Y_f et le Y_s de chaque génotype, raison pour laquelle Farshadfar *et al.* (2001) les a considérés comme les indices les plus appropriés à l'évaluation de la tolérance au stress. Les génotypes avec des valeurs élevées MP, GMP, et HMP sont considérés les plus tolérants au stress et les plus performants. Selon les valeurs de GMP et MP, Siméto (MP= 4,71, GMP=5,56) a été sélectionné en premier et Massinissa a été sélectionné en premier selon la valeur HMP (2,72). De l'autre côté, Bidi17 a été classé le dernier pour sa

productivité et tolérance au stress selon MP (2,52) et Djenah Khotifa est le plus sensible au stress selon GMP (1,56) et HMP (1,15).

L'indice de stabilité au rendement (STI) est aussi un indicateur de la performance du génotype dans les milieux favorable et défavorable par rapport à la meilleure performance de l'ensemble de génotypes étudiés. Le génotype Simeto (STI=0,59) a été classé le premier pour sa performance et tolérance au stress, à l'opposé de Bidi17 (STI= 0,42) qui a été classé en dernier en terme de performance et tolérance au stress par rapport l'ensemble des génotypes.

II.2.2. Corrélations entre les différents indices de tolérance et les rendements en conditions favorables (Yf) et sous stress (Ys)

Une corrélation significative et positive a été enregistrée entre le Yf et les indices TOL, STI, MP, et GMP, ainsi qu'entre le Ys et les indices YSI, STI et HMP, alors qu'une corrélation négative a été enregistrée entre Ys et SSI (Tableau 08). Les corrélations entre les indices de tolérances calculés sont influencées par leur dépendance de Yf et Ys ou des deux au même temps. Les valeurs de SSI et TOL qui sont inversement proportionnelles à la tolérance au stress, sont aussi positivement corrélées ($r_{SSI*TOL}=0,69^{**}$) et sont aussi négativement corrélées avec YSI ($r_{YSI*SSI}=-1^{***}$, $r_{YSI*TOL}=-0,69^{**}$) qui a des valeurs proportionnelles avec la tolérance au stress. Le SSI a été négativement corrélé avec le HMP ($r_{HMP*SSI}=-0,77^{**}$), alors que TOL est positivement corrélé avec STI ($r=0,77^{**}$) et MP ($r=0,77^{**}$) ce qui s'explique par leur dépendance du Yf. Les indices MP, GMP, et HMP, qui sont des indicateurs de productivité et dépendent tous Yf et Ys, ont été positivement corrélés avec STI. La corrélation de HMP avec Yf n'a pas été significative à l'opposé de sa corrélation avec le YSI ($r=0,76^{***}$).

Tableau 08 : Matrice de corrélations (Pearson) entre les différents indices de tolérance au stress et les rendements en conditions favorables (Yf) et de stress (Ys).

Variables	Yf	Ys	SSI	TOL	YSI	MP	STI	GMP
Ys	0,13 ns							
SSI	0,40 ns	-0,85***						
TOL	0,93***	-0,23 ns	0,69**					
YSI	-0,40 ns	0,85***	-1,00***	-0,69**				
MP	0,95***	0,45 ns	0,08 ns	0,77***	-0,08 ns			
STI	0,95***	0,45 ns	0,08 ns	0,77***	-0,08 ns	1,00***		
GMP	0,64*	0,84***	-0,43 ns	0,33 ns	0,43 ns	0,85**	0,85***	
HMP	0,27 ns	0,99***	-0,76***	-0,09 ns	0,76***	0,57*	0,57*	0,91***

ns: $p > 0,05$, *: $p < 0,05$, **: $p < 0,01$, *** : $p < 0,001$, SSI: indice de susceptibilité au stress, MP: productivité moyenne, TOL : tolérance au stress, YSI: indice de stabilité au rendement, STI: indice de tolérance au stress, GMP: moyen géométrique de la productivité, HMP: moyen de productivité harmonique, Yf: rendement en conditions favorables, Ys: rendement en conditions de stress.

III.2.3. Typologie des génotypes

L'objectif de la classification hiérarchique ascendante (CHA) (*cluster analysis*) est de grouper les individus qui se ressemblent le plus dans classes. Dans notre étude, La CHA a groupé les génotypes dans 03 classes (Tableau 09, Fig. 03). La 1^{ère} classe comporte 07 génotypes, Boutaleb au centre du groupe avec Bousselem, Altar84, Megress, Guemgoum R'kham, Waha et Korifla, la 2^{ème} classe regroupe Oued Zenati, comme génotype principal, à côté de Mohamed Ben Bachir, Bidi17, Djenah Khotifa et Hedba3, et la 3^{ème} classe rassemble Gtadur comme génotype principal avec Massinissa, Oued Elbared, Simeto et Vitron. La classe 1 (Boutaleb) se distingue par des valeurs de TOL (3,51), SSI (2,12) et YSI (0,29) faibles indiquant de faibles écarts entre Yf et Ys. Ce qui signifie que les génotypes de cette classe ont une tolérance importante au stress. Cependant, les valeurs moyennes de MP (3,13), STI (0,39), GMP (3,34), HMP (2,14) indiquent une productivité intermédiaire. Ces résultats suggèrent que les 07 génotypes de cette classe 1 peuvent être caractérisés par une productivité moyenne et une tolérance importante au stress (Productivité moyenne, large adaptation).

Les génotypes de la Classe 2 (Oued Zenati) se distinguent par des valeurs de TOL (4,13) SSI (2,46) et YSI (0,28) élevés qui reflètent des écarts importants entre Yf et Ys, ceci signifie aussi une faible tolérance au stress par rapport à l'ensemble génotypes. Les indices STI (0,39), MP (2,89), GMP (2), HMP (1,39) enregistrés par cette classe sont faibles indiquant une faible productivité. Cette faible productivité ne peut pas être liée aux performances en milieu favorable (Yf) qui ont variées d'un génotype à l'autre alors qu'ils ont eu tous une faible production en conditions défavorables (Ys). Ces résultats suggèrent que les 05 génotypes de cette classe (2) ont une productivité relativement faible particulièrement en conditions de stress (sensible au stress).

La Classe 3 (Gtadur) a un SSI (2,22) moyen, un YSI (0,25) relativement élevé et une valeur TOL (4,8) élevée aussi. Ces résultats indiquent une tolérance moyenne au stress (proche de celle de la classe 1) et la valeur élevée de TOL est due principalement à une performance élevée en conditions favorables (Yf) alors que la classe 1 a eu des performances faibles sous stress (Ys), ce qu'a été confirmé par des valeurs élevées de STI (0,49), MP (3,93), GMP (4,80). Et donc les 05 génotypes de cette classe (03) se caractérisent par une tolérance moyenne au stress et une importante performance en conditions favorables.

On remarque que la répartition des génotypes selon la classification hiérarchique ascendante (CHA) est la même que celle donnée par l'analyse des GMP's. La classe 2 est la première avec

les GMP les plus faibles (1,56-2,42) avec une valeur moyenne de 2. La classe 1 avec un GMP moyen de 3,34 et les valeurs ont varié entre 3,02 et 3,52, et enfin la Classe 3 en troisième position avec un GMP de 5,12 et des valeurs qui varient entre 4,08 et 5,56. Ces résultats suggèrent que le GMP est l'indice le plus approprié à classer les génotypes étudiés à travers ces environnements.

Tableau 09 : Classification Ascendante Hiérarchique (CHA) de 17 génotypes de blé dur selon les valeurs des indices de tolérance au stress.

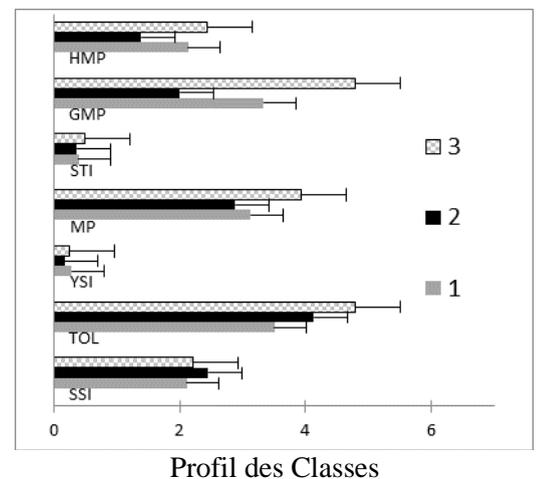
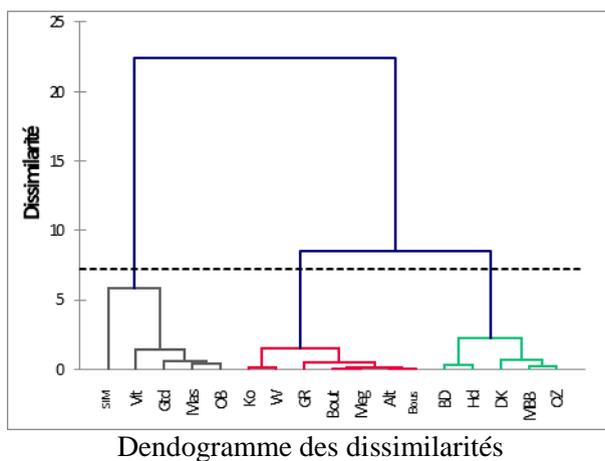
CIObj.SMVICDMnBDMBDMxB							Génotypes de la classe	
1	7	7	0,38	0,21	0,49	0,97	Altar 84, Bousselem, Boutaleb , Guemgoum Rkham, Korifla, Megress, Waha	
2	5	5	0,88	0,52	0,80	1,15	Bidi 17, Djenah Khotifa, Hedba3, Mohamed Ben Bachir, Oued Zenati	
3	5	5	2,07	0,43	1,14	2,17	Gtadur , Massinissa, Oued El Bared, Siméto, Vitron	

Cl : classe, Obj : objets , SM: Somme des poids, VIC: Variance intra-classe, DMnB : Distance minimale au barycentre, DMxB : Distance moyenne au barycentre, DMxB :Distance maximale au barycentre, génotype en gras : objet central.

Tableau 10 : Indice de tolérance de stress moyen des 3 classes issues de CHA et des objets centraux.

		SSI	TOL	YSI	MP	STI	GMP	HMP
Barycentres des classes	1	2,12	3,51	0,28	3,13	0,39	3,34	2,14
	2	2,46	4,13	0,17	2,89	0,36	2,00	1,39
	3	2,22	4,80	0,25	3,93	0,49	4,80	2,45
Objets Centraux	1 (Boutaleb)	2,11	3,54	0,29	3,19	0,40	3,52	2,21
	2 (Oued Zenati)	2,51	4,57	0,15	3,09	0,39	2,18	1,41
	3 (Gtadur)	2,17	4,56	0,27	3,93	0,49	5,12	2,61

en zone semi-aride



SSI: indice de susceptibilité au stress, MP: productivité moyenne, TOL: tolérance au stress, YSI: indice de stabilité au rendement, STI : indice de tolérance au stress, GMP: moyen géométrique de la productivité, HMP: moyen de productivité harmonique, Alt : Altar 84, BD : Bidi17, Bous : Bousselem, Bout :Boutaleb, DK : Djenah Khotifa, GR: Guemgoum Rkham, Gtd : Gtadur, Hd :Hedba3, Ko :Korifla, Mas : Massinissa, MBB : Mohamed Ben Bachir, Meg :Megress, OB : Oued Elbared, OZ :Oued Zenati, Sim : Simeto, Vit : Vitron, W :Waha

Fig. 03 : Présentations graphiques des classes issues de la classification ascendante hiérarchique selon des indices de tolérance à la sécheresse de 17 génotypes de blé dur cultivés en zone semi-aride

II.2.4. Analyse en composantes principales (ACP) des indices de tolérances, Yf et Ys

Les deux premiers axes de l'ACP ont cumulé presque toutes les variations (99.61%) (Fig. 04). Le premier axe horizontal (F1) a cumulé (54,72%) des variations, il est formé principalement des valeurs de STI, MP, GMP, HMP, Yf, et Ys avec les contributions 16,43, 16,43, 20,02, 15,41, 10,17 et 12,83% successivement. Ces derniers fournissent une information sur la performance des génotypes dans les deux environnements favorable et défavorable et peut être utilisé comme indicateur de la productivité. Par conséquent, on peut déduire que les génotypes placés du côté droit sont les plus performants que ceux du côté gauche. A partir du biplot de l'ACP (Fig. 04), on peut retenir que Simeto, Gtadur, Oued Elbared, Vitron et Massinissa sont des génotypes avec une performance élevée à l'opposé de Djenah Khotifa, Bidi17, Mohamed Ben Bachir, Oued Zenati et Hedba3 qui sont les moins performants particulièrement sous stress (faible Ys). Alors que les génotypes placés entre les deux groupes ont une performance intermédiaire entre les 2 premiers groupes. Le deuxième axe F2 qui a cumulé 44,89% des variations, a été formé des valeurs de SSI et TOL dans un sens positif et YSI dans le sens négatif avec les contributions 21,35, 20,52 et 21,35 % successivement. Ces indices sont des indicateurs de sensibilité au stress et des pertes du rendement causées par ce stress. Donc, les génotypes placés en haut et qui possèdent des valeurs élevées de TOL et SSI et des valeurs basses de YSI, sont des génotypes sensibles au stress et qui ont un écart important entre Yf et Ys. C'est le cas par exemple, de Simeto, Mohamed Ben Bachir, Vitron, Oued Zenati et Djenah Khotifa dont la performance a été sévèrement affectée par le stress. De l'autre côté, les génotypes placés en bas, ont été moins affectés par les stress ou plus tolérants au stress vu qu'ils ont eu un écart relativement faible entre Yf et Ys, comme le cas de Waha, Korifla et Masinissa. Les génotypes proches du centre de biplot, tels que Boutaleb, Altar84, Bousselem, Guemgoum R'kham, Megress, et Hedba3, ont des valeurs intermédiaires pour les différentes variables de l'ACP (indices, Yf, Ys) en matière de productivité moyenne et de tolérance au stress (écart entre Yf et le YS).

Tableau 11 : Cosinus carrés des observations et des variables dans l'ACP biplot

	Alt	BD	Bous	Bout	DK	GR	Gtd	Hd	Ko	Mas	MBB	Meg	OB	OZ	Sim	Vit	W	Yf	Ys	SSI	TOL	YSI	MP	STI	GMP	HMP
PC1	0,04	0,95	0,44	0,02	0,82	0,43	0,99	0,98	0,00	0,58	0,29	0,03	0,93	0,51	0,58	0,45	0,00	0,50	0,63	0,13	0,17	0,13	0,81	0,81	0,99	0,76
PC2	0,95	0,04	0,54	0,98	0,18	0,56	0,00	0,02	0,99	0,42	0,71	0,97	0,06	0,49	0,42	0,55	0,98	0,50	0,37	0,86	0,83	0,86	0,19	0,19	0,01	0,23

Les valeurs en gras correspondent pour chaque observation au facteur pour lequel le cosinus carré est le plus grand. Alt : Altar 84, BD : Bidi17, Bous : Bousselem, Bout : Boutaleb, DK : Djenah Khotifa, GR: Guemgoum R'kham, Gtd : Gtadur, Hd : Hedba3a, Ko : Korifla, Mas : Massinissa, MBB : Mohamed Ben Bachir, Meg : Megress, OB : Oued El Bared, OZ : Oued Zenati, Sim : Simeto, Vit : Vitron, W : Waha.

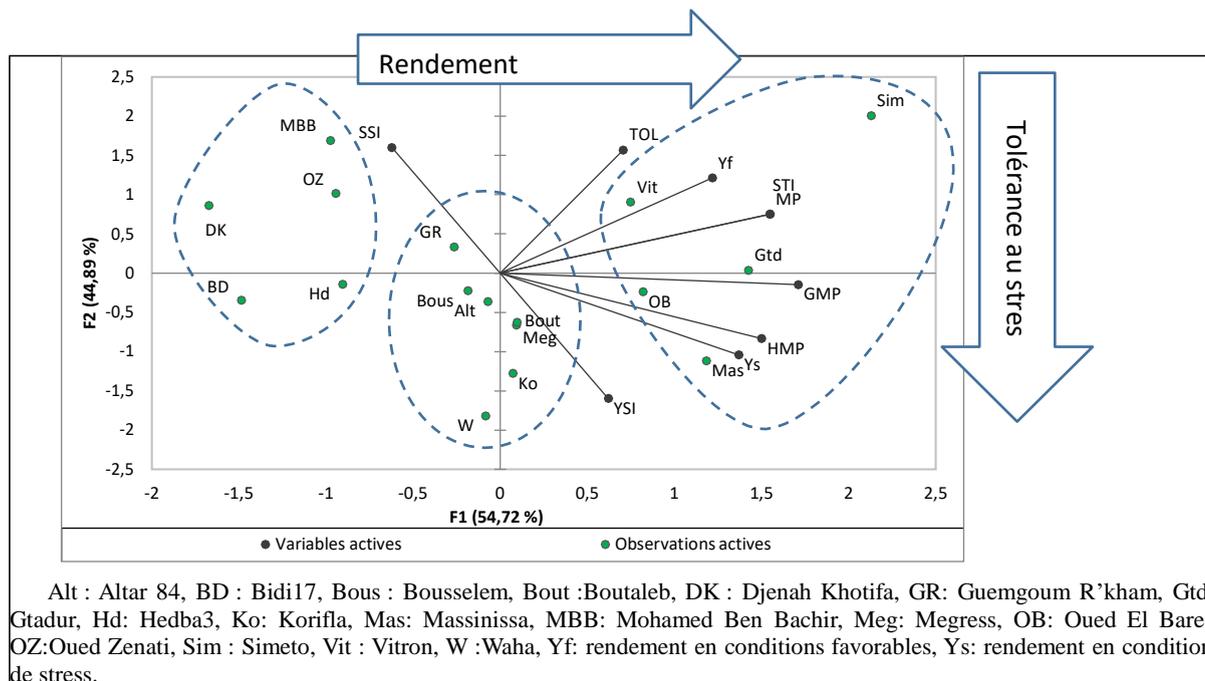


Fig. 04 : Biplot de l'ACP des indices de tolérances au stress et des rendements en conditions favorables et défavorables de 17 génotypes de blé dur

II.3. Conclusion

Les résultats obtenus montrent une variabilité pour la tolérance au stress hydrique entre les génotypes étudiés. Le classement des génotypes pour la tolérance au stress a aussi varié en fonction des indices utilisés. La classification ascendante hiérarchique pour la tolérance au stress selon l'ensemble des indices a groupé les génotypes dans 3 classes :

La 1^{ère} classe comporte 7 génotypes, Boutaleb au centre du groupe associé à Bousselem, Altar 84, Megress, Guemgoum R'kham, Waha, et Korifla qui se caractérisent par une productivité moyenne et une tolérance au stress importante,

la 2^{ème} classe groupe Oued Zenati comme génotype principal, à côté de Mohamed Ben Bachir, Bidi17, Djenah Khotifa et Hedba3. Ces génotypes ont une productivité relativement faible particulièrement sous stress (sensible au stress),

et la 3^{ème} classe comprend Gtadur comme génotype principal en association avec, Massinissa, Oued Elbared, Simeto et Vitron. Les génotypes de cette classe se caractérisent par une tolérance moyenne au stress et une performance élevée en conditions favorables.

Les résultats de l'ACP des indices de tolérance et les rendements en conditions favorables et défavorables ont été en accord avec cette classification aussi.

Ce classement a été aussi le même que celui de l'indice GMP, ce qui suggère que ce dernier est le mieux approprié pour l'évaluation de la tolérance au stress dans ces conditions d'expérimentations.

III. Evaluation de la stabilité et l'adaptabilité de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride

En Algérie, la culture de blé dur est souvent conduite en régime pluvial. Les productions sont instables, constamment influencées par la fluctuation des précipitations d'une année à une autre. Dans des conditions pareilles, la sélection des géotypes ne doit pas se focaliser seulement sur la performance et ignorer la stabilité qui est un critère important pour assurer une régularité des productions dans le temps et dans l'espace. Des géotypes stables rassurent les agriculteurs et permet aux multiplicateurs de produire des semences adaptées aux environnements variés.

Le rendement est le résultat des effets principaux du géotype et de l'environnement ainsi que l'interaction entre eux. La productivité d'un géotype stable est peu influencé par les variations de l'environnement, ce qui signifie que l'effet de l'interaction est minimal. Afin de bien comprendre la stabilité et avoir une estimation de l'interaction (Géotypes*environnement), plusieurs mesures de la stabilité ont été développées, certaines sont basées sur l'analyse de la variance, d'autres établis à partir de l'analyse de la régression où à partir d'indices non paramétriques et enfin différentes méthodes peuvent être associées en même temps (Olivoto et Lucio, 2020).

Dans ce travail, l'objectif est d'évaluer la stabilité et l'adaptabilité de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride. L'évaluation a été faite à l'aide d'indices non paramétriques, indices basés sur la variance, une analyse conjointe de la régression et des analyses multivariées s'ensuit.

III.1. Méthodes

III.1.1. Indices non paramétriques

III.1.1.1. Indice (TOP Third) ou le premier tiers

Après le classement des géotypes par leur rendement moyen dans chacun des environnements, la valeur de l'indice de TOP de fox *et al.* (1990) de chaque géotype a été calculée. Le TOP d'un géotype est le nombre de fois où ce géotype a été classé parmi les 5 premiers ($(1/3) \times 17$) de l'ensemble des géotypes. Un géotype avec un TOP élevé est un géotype de large adaptation (Fox *et al.*, 1990).

III.1.1.2. Indices S1, S2, S3 et S6 de Huhn (1990) et Nassar and Huhn (1987)

Huhn (1990) et Nassar et Huhn (1987) ont proposé 4 indices non paramétriques S⁽¹⁾, S⁽²⁾, S⁽³⁾ et S⁽⁶⁾. Ces indices sont calculés après le classement des géotypes par leur rendement

moyen dans chacun des environnements, où $S^{(1)}$ est la moyenne des classements, $S^{(2)}$ est la variance des classements, $S^{(3)}$ est la somme des déviations du classement moyen, et $S^{(6)}$ est la somme des carrés des classements par rapport classement moyen. Le génotype est considéré stable si son classement est le même dans tous les environnements et les valeurs les plus faibles de ces critères signifient une haute stabilité.

III.1.1.3. Indices de stabilité de Thennarasu (1995)

Ces 4 indices non paramétriques $N^{(1)}$, $N^{(2)}$, $N^{(3)}$ et $N^{(4)}$ ont été décrits par Thennarasu (1995) pour mesurer la stabilité. Ils sont basés sur le classement des moyens ajustés de chaque génotype dans chaque environnement.

III.1.2. Indices basés sur la variance

III.1.2.1. Variances (Var) et coefficient de variation (CV) des rendements

La variance (Var) et le coefficient de variation (CV) des rendements d'un génotype dans les différents environnements ont été proposés par Francis et Kannenberg (1978) comme indices de stabilité de la performance. Les valeurs de ces indices sont inversement proportionnelles avec la stabilité.

III.1.2.2. Ecovalence de Wricke (Ecoval)

Wricke (1962) a défini le concept d'équivalence comme la contribution de chaque génotype dans SCE de l'interaction IGE. L'équivalence d'un génotype est son interaction avec l'environnement. Les génotypes qui ont une faible Ecovalence sont considérés les plus stables.

III.1.2.3. Variance de Shulka

Shulka (1972) a suggéré que la stabilité d'un génotype est sa variance à travers les environnements après l'élimination (la soustraction) de l'effet principal du génotype et de l'environnement. Selon ce paramètre, les génotypes à faible valeurs tendent à être plus stables.

III.1.2.4. Indice de confiance génotypique (Wi)

Annicchiarico (1992) a proposé une méthode d'estimation de la stabilité d'un génotype par la supériorité de sa performance à la moyenne des autres génotypes dans chaque environnement. Cette méthode est basée sur l'estimation de l'un indice de confiance (Wi), qui mesure la probabilité que la performance d'un génotype soit supérieure aux autres (Vasconcelos *et al.*, 2010).

III.1.2.5. Indice de supériorité (Pi)

Cet indice proposé par Lin et Binns (1988), considère la supériorité d'un génotype dans un environnement par le carré moyen des différences entre son rendement et le rendement du meilleur génotype dans cet environnement. Les indices P_{if} dans les environnements favorables

et Piu dans les environnements défavorables ont été aussi calculés.

III.1.3. Analyse de la régression conjointe

L'analyse de la stabilité par la régression a été promue par Eberhart et Russell (1966). L'adaptation et la stabilité sont déduites à partir du modèle qui prédit la production en fonction de l'indice environnemental. Le rendement (Y_{ij}) d'un génotype i dans un environnement j est prédit par la fonction : $Y_{ij} = b_{0i} + b_{1i}I_j + S_{ij} + \epsilon_{ij}$ où β_i : rendement moyen du génotype i , b_1 : pente de la régression, I_j : indice de l'environnement j , S_{ij} : déviation de la régression, ϵ_{ij} : erreur expérimentale. La stabilité des génotypes est évaluée selon le coefficient de la régression (b_i) (Finlay et Wilkinson, 1963) et/ou le carré de déviation de la régression (S_{di}^2) Eberhart et Russell (1966).

III.1.4. Analyse multivariée

III.1.4.1. Analyse AMMI

L'analyse AMMI (Additive Main Effect and Multiplicative Interaction) proposée par (Gauch et Zobel, 1996), utilise l'analyse de la variance classique pour estimer les effets moyens du génotype et de l'environnement, suivie d'une analyse en composantes principales de l'effet de l'interaction génotype-environnement. La valeur prise par la variable mesurée qui le rendement dans notre étude, chez un génotype i dans un environnement donné j est modélisée comme suit:

$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \sum_{ij} \lambda_n \gamma_{in} \eta_{nj} + \rho_{ij} + \epsilon_{ij}$, où μ : rendement moyen général, α_i : effet principal du génotype i , β_j : effet principal de l'environnement j , λ_n : valeur singulière de la valeur n , γ_{in} : vecteur du génotype, η_{nj} : vecteur de l'environnement, ρ_{ij} : effet résiduel, and ϵ_{ij} : erreur.

III.1.4.2. Indices basés sur l'AMMI

III.1.4.2.1. L'ASV

L'indicateur de stabilité ASV proposé par Purchase *et al.* (2000) est basé sur les scores du génotype sur PC1 et PC2 du modèle AMMI. Il est calculé comme suit :

$$ASV = \sqrt{\left(\frac{SSPC1}{SSPC2}(PC1_s)\right)^2 + (PC2_s)^2}, \text{ où : } SSPC1/SSPC2 : \text{ le ratio entre les sommes}$$

des carrés des écarts des PC1 et PC2, $SPC1_s$ et $PC2_s$: les scores du génotype considéré le long des axes PC1 et PC2 de l'ACP de l'analyse l'AMMI.

III.1.4.2.2. L'indice SIPC

Cet indice SIPC décrit par Olivoto et Lucio (2020), est la somme des valeurs absolues des scores dans les axes d'ACP retenus dans l'analyse AMMI par le test de F de Gauch et Zobel (1996).

III.1.4.2.3. L'indice EV

Cet indice décrit par Sneller *et al.*, (1997), est la moyenne des carrés de valeurs des vecteurs.

III.1.4.2.4. L'indice ZAi

L'indice Zai est la valeur absolue de la contribution de scores IPCAs dans l'interaction (Zali *et al.*, 2012).

III.1.4.2.5. L'indice WAAS

Cet indice est calculé suivant la formule : $S_i = \sum_{k=1}^p |PC1_k \times EP_k| / \sum_{k=1}^p EP_k$,

où WAAS_i : la moyenne pondérée des scores absolues du génotype *i*, PC1: le score du génotype *i* dans *k* axe de l'ACP, EP_k : la somme de variance expliquée par *k*^{ème} axe de l'ACP. Le génotype avec le moindre WASSB est considéré le plus stable (Olivoto *et al.*, 2019).

Farshadfar (2008) a suggéré une sélection simultanée des génotypes en tenant compte de la performance et de la stabilité pour classer les génotypes. Cette sélection se fait par un classement basé sur la sommation du classement par le rendement moyen et le classement par l'indice de stabilité. Donc, pour chacun des classements des indices ASV, SIPC, EV, SSI, ZA et WAAS, nouveau classement SASV, SSIPC, SEV, SSSI, SZA et SWAAS est calculé pour arranger les génotypes pour leur stabilité et leur productivité simultanément.

III.1.4.3. Analyse GGE

Selon Yan *et al.* (2000), l'analyse GGE modélise l'effet génotype associé à l'interaction génotype-environnement.

Le modèle GGE est le suivant: $Y_{ij} = \bar{Y}_{.j} + \lambda_1 \xi_{i1} \eta_{j1} + \lambda_2 \xi_{i2} \eta_{j2} + \epsilon_{ij}$,

Où : Y_{ij} : valeur prise par la variable mesurée du génotype *i* dans l'environnement *j*, $\bar{Y}_{.j}$: moyenne des valeurs prises par la variable mesurée de l'ensemble des génotypes testés dans l'environnement *j*, $\lambda_1 \xi_{i1} \eta_{j1}$: première composante principale (PCA1); $\lambda_2 \xi_{i2} \eta_{j2}$: deuxième composante principale (PCA2); λ_1 et λ_2 : valeurs propres associées à la première et à la deuxième composantes principales, respectivement; ξ_{i1} et ξ_{i2} : scores sur la première et la seconde composantes principales, du génotype *i*, η_{j1} et η_{j2} : scores sur la première et la seconde composante principale de l'environnement *j*; ϵ_{ij} : résiduelle du modèle.

Les différentes analyses statistiques et les graphes ont été réalisées par le logiciel R avec le package « **metan** » développé par Olivoto et Lúcio (2020).

III.2. Résultats et discussion

L'évaluation de la stabilité est importante dans la sélection des génotypes ainsi que dans les programmes d'amélioration variétale (Sharma *et al.*, 2019). Pour cette raison, plusieurs méthodes ont été développées afin de cerner la stabilité et assister dans la prospection pour la stabilité.

1. Evaluation de la stabilité par des indices non paramétriques

1.1. l'indice TOP

Selon cet indice, le génotype Hedba3 n'a jamais été classé parmi les 5 premiers, les génotypes Altar, Bidi17, Bousselem, Boutaleb, Djenah Khotifa, Guemgoum R'kham, Oued Zenati et Waha ont été classés une seule fois parmi les 5 premiers. Gtadur, Korifla, Mohamed Ben Bachir, Simeto et Vitron ont été classés 2 fois. Tandis que Massinissa a été le meilleur selon l'indice TOP, en étant classé 4 fois parmi le 1^{er} tiers (Tableau 12). Cet indice est basé sur le classement de performance et donc il sélectionne les génotypes pour la stabilité ainsi que la productivité.

1.2. Indices S1, S2, S3 et S6 de Huhn (1990) et Nassar and Huhn (1987)

Le génotype est considéré stable si son classement est le même dans tous les environnements. Les valeurs faibles de ces indices signifient une haute stabilité. Les génotypes les plus stables ont été Guemgoum R'kham et Korifla selon S(1), Hedba3, Korifla et Altar selon S(2), Korifla, Massinissa et Altar selon S(3) et Massinissa, Korifla et Altar selon S(6) (Tableau 12). Selon la somme des classements par S 1, S 2, S 3 et S 6, les génotypes Korifla, Hedba3, Guemgoum R'kham, Altar et Massinissa ont été les plus stables, alors que Boutaleb, Simeto, Bidi17, Gtadur et Waha ont été les moins stables.

1.3. Indices de stabilité de Thennarasu

Ces indices sont basés sur le classement des rendements ajustés de chaque génotype dans chacun des environnements. Les faibles valeurs de ces indices reflètent une haute stabilité du génotype. Les génotypes les plus stables ont été Hedba3, Korifla et Altar selon N⁽¹⁾, Hedba3, Djenah Khotifa et Bidi17 selon N⁽²⁾, Hedba3, Djenah Khotifa et Guemgoum R'kham selon N⁽³⁾ et Korifla, Guemgoum R'kham et Boutaleb selon N⁽⁴⁾. Suivant la somme des classements par N(1), N⁽²⁾, N⁽³⁾ et N⁽⁴⁾, les premiers génotypes sélectionnés par ces indices sont Hedba3, Djenah Khotifa et Guemgoum R'kham.

Tableau 12 : Indices de stabilité non paramétriques des productions de 17 géotypes de blé dur.

Géotypes	Y	S1	S2	S3	S6	N1	N2	N3	N4	TOP
Altar	3,65	0,9	18,5	3,96	1,32	3,20	0,356	0,447	0,105	1
Bidi17	3,42	1,30	29,3	16,6	2,86	3,80	0,271	0,44	0,118	1
Bousselem	3,20	0,4	33,8	13,1	2,05	3,80	0,345	0,5	0,0385	1
Boutaleb	3,13	0,3	34,5	18,1	3,58	4,60	0,329	0,461	0,0263	1
Djenah Khotifa	3,04	0,3	25,7	32,5	4,82	3,40	0,212	0,333	0,0221	1
Guemgoum R'kham	3,59	0,00	20,8	8,00	2,00	3,60	0,327	0,408	0,00	1
Gtadur	3,72	1,40	35,2	12,5	2,33	4,40	0,489	0,647	0,171	2
Hedba3	3,38	0,4	3,30	4,57	1,71	1,40	0,108	0,148	0,0364	0
Korifla	3,67	0,00	15,2	2,94	1,09	2,80	0,35	0,471	0,00	2
Massinissa	4,24	1,30	32,3	3,07	0,8	4,40	2,20	1,69	0,433	4
Mohamed ben Bachir	3,81	0,5	24,7	9,00	1,60	3,40	0,486	0,556	0,0625	2
Megress	3,35	0,4	30,7	14,2	2,76	4,20	0,35	0,468	0,0377	1
Oued Elbared	3,93	0,3	37,5	6,31	1,41	4,40	0,733	0,856	0,0469	2
Oued Zenati	3,65	0,8	33,3	11,3	2,04	4,40	0,733	0,662	0,103	1
Simeto	4,20	1,20	38,8	12,2	1,82	3,80	0,543	0,796	0,171	2
Vitron	3,69	0,4	34,7	8,77	1,77	4,20	0,525	0,693	0,0526	2
Waha	3,10	1,10	36,3	18	3,14	4,80	0,4	0,49	0,1	1

Y: rendement (t/ha), S1, S2, S3, S6 : indices de Huehn (1979), N1, N2, N3, N4 : indices de Thennarasu (1995)

2. Indices de stabilité basés sur la variance

1. Coefficient de variation (CV) et Variance environnementale (Var)

Le CV et la Var ont été proposés par Francis et Kannenberg (1978) comme indices de stabilité de la performance. Les valeurs de ces indices sont inversement proportionnelles avec la stabilité, un géotype qui réalise moins d'écart de production entre les environnements aura le CV et/ou la Var le plus faible et donc il est considéré le plus stable. Nos résultats indiquent que les géotypes Massinissa (33.7%), Waha (34.2%) et Korifla (35.9%) ont été les plus stables selon les valeurs de CV, à l'opposé de Simeto (57,3%), Vitron (53,8%) et Mohamed Ben Bachir (51,7%) qui ont enregistré les valeurs CV les plus élevés et sont considérés les plus sensibles aux variations de l'environnement. Selon les valeurs de la Var, les géotypes Waha (4,48), Korifla (6.93) et Megress (7.64) ont été les plus stables tandis que les géotypes Simeto (23,2), Vitron (15,8) et Mohamed Ben Bachir (15,6) ont été les plus sensibles aux variations de l'environnement.

Le classement de la stabilité des géotypes par le CV a été différent de celui par la Var à cause de la différence des rendements moyens entre les géotypes. Le CV étant le résultat du rapport de la Var sur le rendement moyen, fait que les géotypes avec des rendements moyens élevés soient favorisés par l'indice CV que ceux avec des rendements faibles. La considération

positive du rendement par le CV, suggère que la sélection par le CV est meilleure que par la Var.

2. Ecovalence de Wricke (Ecoval)

L'équivalence d'un génotype est son interaction avec l'environnement (Wricke, 1962). Ainsi, les génotypes qui ont une faible Ecoval sont ceux qui ont moins dévié de la moyenne générale et sont les plus stables. Dans notre étude, les valeurs d'Ecoval ont variées entre 0,63 et 25,9. Selon ce paramètre, Hedba3 (0,63), Altar (1,34), Guemgoum R'kham (1,5) et Korifla (1,71) ont été les plus stables alors que Simeto (25,9), Vitron (12,7), Bousselem (8,5) et Djenah Khotifa (8,24) ont été les génotypes les moins stables.

3. Variance de Shulka

Shulka (1972) a suggéré que la stabilité d'un génotype est sa variance à travers les environnements après la soustraction des effets principaux (Génotype et Environnement). Selon ce paramètre, les génotypes à faible valeurs sont les plus stables. Similairement à l'équivalence, Hedba3 (0,02), Altar (0,08) et Guemgoum R'kham (1,49) ont été les génotypes les plus stables alors que Simeto (2,41), Vitron (1,16) et Oued Elbared (0,86) ont été les moins stables.

4. Indice de confiance génotypique (Wi)

Cette méthode est basée sur l'estimation d'un indice de confiance (Wi) (Tableau 13) qui mesure la probabilité que la performance d'un génotype soit supérieure à celle des autres (Vasconcelos *et al.*, 2010). Les indices environnementaux ont montré que parmi les environnements d'étude, E1 (-2,32) et E5 (-0,33) ont été défavorables alors que E3 (0,36), E2 (0,95) et E4 (1,33) dans un ordre croissant ont été les milieux favorables à la production. Les Wi enregistrés ont varié entre 39,5 (Djenah Khotifa) et 90 (Massinissa). Selon cet indice, Massinissa, Altar et Korifla ont été classés les premiers pour leur stabilité, alors Waha et Djenah Khotifa ont été classés les derniers. Pour les milieux favorables (Wif), Mohamed Ben Bachir a été classé le premier suivi par Altar, Hedba3 et Korifla, tandis que dans les milieux défavorables (Wiu), c'est Massinissa qui a été classé le premier suivi par Simeto, Vitron, et Korifla.

5. Indice de supériorité (Pi)

Les génotypes avec une performance proche de celle du meilleur génotype dans les environnements, enregistrent les plus faibles Pi et sont considérés les plus stables ou plutôt les plus performants. Dans notre étude, Pi a varié entre 0,541 et 3,01 (Tableau 13). Selon cet indice, Simeto, Mohamed Ben Bachir, Gtadur, Massinissa et Altar ont été les meilleurs. En plus de Pi

général, le Pif qui représente la supériorité dans les milieux favorables et Piu qui représente la supériorité dans les milieux défavorables ont été aussi calculés (Tableau 13). Dans les milieux favorables la supériorité est presque pareille à celle de Pi avec l'avancement de Guemgoum R'kham à la place de Massinissa, alors que dans les milieux défavorables, la supériorité a été de la part de Massinissa, Simeto, Waha, Bidi17 et Vitron dans un ordre décroissant. Les génotypes Massinissa et Simeto étant sélectionnés par Pi et Piu, peuvent être considérés à la fois productifs et tolérants aux stress.

Tableau 13: Rendement et indices de stabilité basés sur la variance de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zones semi-aride.

Génotypes	Y	CV	Var	Shukla	Wi	Wi_f	Wi_u	Ecoval	Pi	Pi_f	Pi_u
Altar 84	3,65	41,3	9,11	0,0881	87,8	88,8	84,5	1,34	1,32	1,88	0,482
Bidi 17	3,42	40,9	7,84	0,327	64,4	74,8	42,7	3,87	2,07	3,29	0,247
Bousselam	3,20	48,7	9,73	0,764	56,3	40	90,7	8,50	2,69	4,17	0,459
Boutaleb	3,13	44,8	7,86	0,603	56,4	47,8	61,3	6,79	2,84	4,26	0,711
Djnah Khotefa	3,04	50,8	9,53	0,74	39,5	45,8	31,6	8,24	2,68	3,81	0,984
Guemgoum Rkham	3,59	43,3	9,68	0,102	84	83,6	79,6	1,49	1,28	1,92	0,326
Gtadur	3,72	46,4	11,9	0,565	71,3	72,6	55,9	6,40	1,12	1,48	0,577
Hedba	3,38	43	8,45	0,0209	79,6	85,7	78,4	0,63	1,78	2,56	0,625
Korifla	3,67	35,9	6,93	0,124	85,4	81,7	87,7	1,72	1,52	2,34	0,279
Massinissa	4,24	33,6	8,14	0,475	90	78,6	124	5,44	1,24	2,07	0,00
Mohamed Ben Bachir	3,81	51,7	15,6	0,303	55,6	100	17,2	3,61	0,924	1,20	0,514
Megress	3,35	41,3	7,64	0,268	71,7	73	60,3	3,24	2,26	3,28	0,734
Oued Elbarede	3,93	40,7	10,2	0,861	76,1	64,1	88,3	9,53	1,61	2,50	0,264
Oued Zenati	3,65	47,5	12	0,427	60,9	77,1	37,6	4,93	1,79	2,67	0,452
Siméto	4,20	57,3	23,2	2,41	66,4	49,9	110	25,9	0,541	0,79	0,169
Vitron	3,69	53,8	15,8	1,16	62,6	45,3	98,1	12,7	1,39	2,15	0,251
Waha	3,10	34,2	4,48	0,615	53,9	54,3	90,5	6,92	3,01	4,86	0,224

Y: Rendement, CV: coefficient de variation, Var: variance, Shukla: variance, Wi: indice de confiance génotypique, Wi_f: Wi en milieu favorables, Wi_u: Wi en milieux défavorables, Ecoval : Ecovalence, Pi: indice de supériorité dans l'ensemble des environnements, Pif: Pi dans les environnements favorables, Piu: Pi dans les environnement défavorables.

Les indices de stabilisé y compris ceux calculés dans notre étude, généralement expriment deux concepts divergents de la stabilité: statique et dynamique (Becker et Léon, 1988; Lin *et al.*, 1986). Pour des traits quantitatifs comme le rendement, la stabilité dynamique est plus convenable pour la sélection (Flores *et al.*, 1988). Donc, il est recommandé d'utiliser les indices TOP, Pi, et Wi pour sélectionner des génotypes stables et surtout productifs.

Néanmoins, dans un environnement avec une haute variabilité, la stabilité statique peut être appréciée particulièrement si elle est associée à une performance considérable. Ce qui octroie aussi au reste des indices ; N1, N2, N3, CV, Var, Shulka, Ecoval, S1, S2, S3, S6, une utilité pour la sélection.

3. Analyse de la régression

L'analyse de la régression (Tableau 14) montre que la régression linéaire représente 12,88% des SCE de de l'IGE ainsi la présence d'une hétérogénéité des coefficients de régression. Ces résultats indiquent que la régression peut expliquer partiellement l'IGE. L'utilité de l'analyse de la régression peut être limitée par un faible nombre d'environnements et de génotypes, la présence d'environnements extrêmes (Flores, 1998) comme le cas de l'environnement E1 dans notre étude, ainsi que la présence des interactions non linéaires (Kumar *et al.*, 2020).

Tableau 14 : Analyse de la régression conjointe des rendements de 17 génotypes de blé dur

SV	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Total	84	565	6,73		
GEN	16	30,6	1,91	1,01	0,467
ENV + (GEN x ENV)	68	534	7,86		
ENV (linear)	1,00	423	423		
GEN x ENV (linear)	16	14,3	0,896	0,471	0,950
Pooled deviation	51	96,9	1,90		
Altar	3,00	1,33	0,443	1,57	0,198
Bidi17	3,00	3,59	1,20	4,25	0,006
Bousselem	3,00	8,32	2,77	9,84	0,000
Boutaleb	3,00	6,13	2,04	7,25	0,000
Djenah Khotifa	3,00	8,03	2,68	9,50	0,000
Guemgoum R'kham	3,00	1,41	0,471	1,67	0,175
Gtadur	3,00	6,20	2,07	7,33	0,000
Hedba3	3,00	0,63	0,21	0,745	0,527
Korifla	3,00	1,38	0,46	1,63	0,184
Massinissa	3,00	5,09	1,70	6,02	0,001
Mohamed ben Bachir	3,00	0,291	0,097	0,344	0,793
Megress	3,00	2,97	0,99	3,51	0,017
Oued Elbared	3,00	9,39	3,13	11,1	0,000
Oued Zenati	3,00	4,53	1,51	5,36	0,002
Simeto	3,00	22,4	7,45	26,4	0,000
Vitron	3,00	11,7	3,92	13,9	0,000
Waha	3,00	3,53	1,18	4,17	0,007
Pooled error	170	47,9	0,282		

3.1 Coefficient de la régression (b_i)

La pente ou le coefficient de la régression (b_i) représente la réponse du génotype aux variations de l'environnement exprimées par l'indice environnemental. Cet indice arrange les environnements du moins favorable au mieux favorable à la production de l'ensemble des génotypes, il est calculé à partir de la performance moyenne de l'ensemble des génotypes dans chacun des environnements (Finaly et Wilkinson, 1963). Dans notre étude, le coefficient de régression (b_i) a varié entre 0,631 et 1,38 (Tableau 14). L'analyse de la régression (Tableau 13, Fig. 05) a montré que la pente la régression des génotypes Altar, Guemgoum R'kham, Korifla, Hadba 3 et Mohamed Ben Bachir n'est pas significativement différente de l'unité ($b_i=1$)

indiquant une stabilité moyenne de ces génotypes. Hadba3 a eu une performance inférieure à la moyenne alors que le reste des génotypes en plus de leur stabilité, ils ont eu une performance supérieure à la moyenne. La pente des génotypes Massinissa, Oued Elbared, Bidi17, Boutaleb, Megress, Bousselem, Djenah Khotifa, et Waha a été significativement inférieure à la moyenne ($b_i < 1$) révélant une stabilité supérieure à la stabilité moyenne (Kang, 1993) et une résilience de ces génotypes aux variations de l'environnement (Wachira *et al.*, 2002; Semcheddine *et al.*, 2017). Le rendement moyen de Massinissa et Oued Elbared a été supérieur à la moyenne. Ces résultats peuvent être expliqués par la performance élevée en conditions défavorables et intermédiaires par rapport à l'ensemble des génotypes, mais en conditions favorables, ils n'ont pas été assez productifs que les génotypes avec une adaptation spécifique aux conditions favorables. Les génotypes Bidi17, Boutaleb, Bousselem, Djenah Khotifa, et Waha ont montré une spécificité d'adaptation aux conditions défavorables. La pente de Gtadur, Oued Zenati, Simeto et Vitron a été significativement supérieure à l'unité ($b_i > 1$), ce qui signifie qu'ils ont une stabilité inférieure à la moyenne ainsi qu'une adaptation spécifique aux conditions favorables.

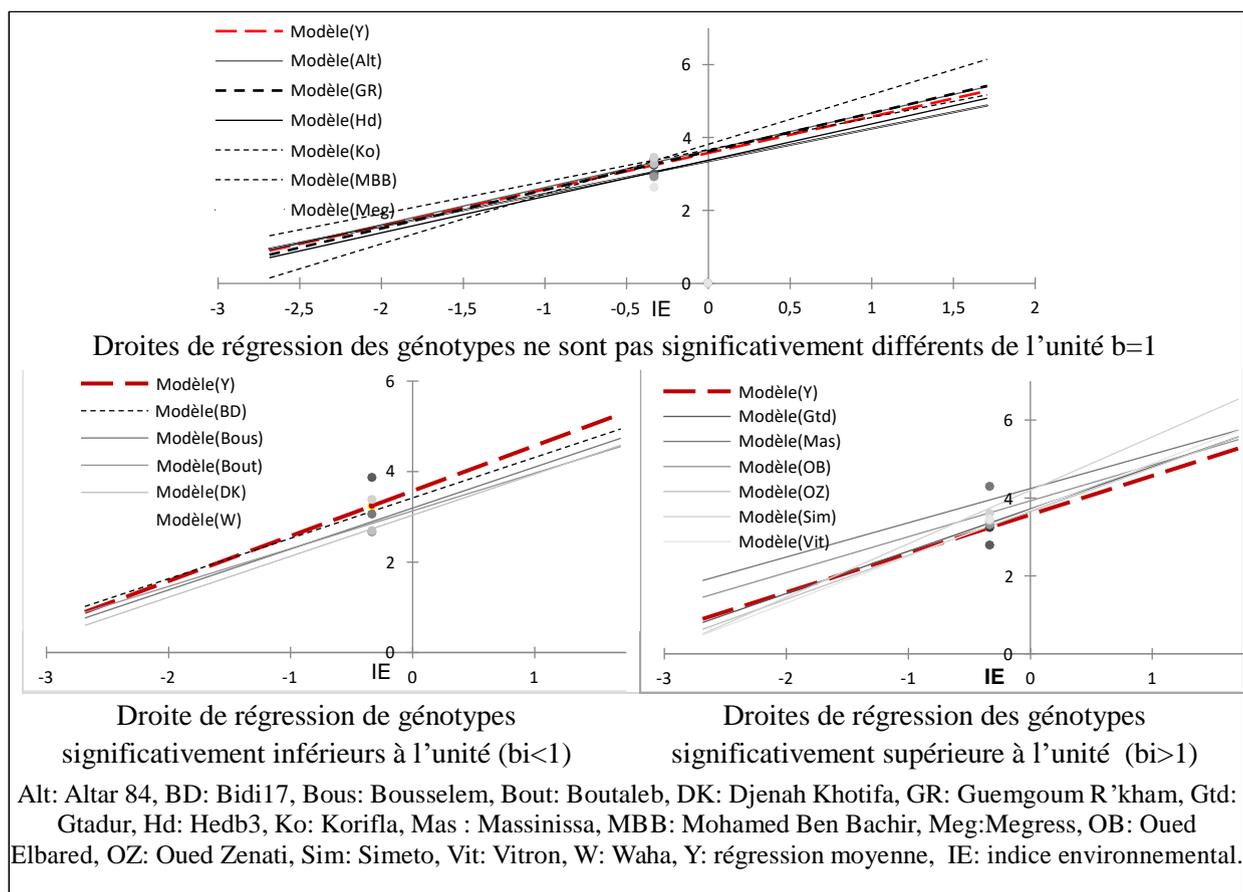


Fig. 05: Droites de régression des rendements de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride.

3.2 Variance des déviations de la régression (S^2_{ij})

En plus du coefficient de régression (b_i), le carré des déviations de la régression (S^2_{di}) est aussi utilisé pour la sélection des génotypes stables (Eberhart et Russell, 1966). Les génotypes avec un $S^2_{di}=0$ sont considérés les plus stables, alors ceux avec $S^2_{di}>0$ ont une faible stabilité à travers les environnements. Les résultats enregistrés montrent que les génotypes Hedba3, Altar, Korifla, Guemgoum R'kham et Mohamed Ben Bachir ont été les génotypes les plus stables selon les valeurs S^2_{di} enregistrées (Tableau 15).

Tableau 15 : Rendement (t/ha), pente (b_i), déviation (S_i), carré de déviation ($(S_{ij})^2$), coefficient de détermination (R^2) et signification de la différence de la régression moyenne (P) de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.

Génotypes	Rendement	b_i	S_{ij}	$(S_{ij})^2$	R^2	P
Altar 84	3,650	1,020	0,048	0,002	0,951	0,198
Bidi 17	3,420	0,894	0,299	0,089	0,847	0,006
Bousselam	3,200	0,916	0,825	0,681	0,715	0,000
Boutaleb	3,130	0,838	0,582	0,339	0,74	0,000
Djnah Khotefa	3,040	0,908	0,793	0,629	0,719	0,000
Guemgoum Rkham	3,590	1,050	0,057	0,003	0,951	0,175
Gtadur	3,720	1,090	0,589	0,347	0,826	0,000
Hedba	3,380	0,997	-0,030	0,001	0,975	0,527
Korifla	3,670	0,883	0,053	0,003	0,934	0,184
Massinissa	4,240	0,881	0,466	0,217	0,792	0,001
Mohamed Ben Bachir	3,810	1,370	-0,068	0,005	0,994	0,793
Megress	3,350	0,896	0,230	0,053	0,87	0,017
Oued Elbared	3,930	0,925	0,944	0,891	0,694	0,000
Oued Zenati	3,650	1,130	0,403	0,162	0,875	0,002
Simeto	4,200	1,380	2,380	5,664	0,679	0,000
Vitron	3,690	1,200	1,210	1,464	0,752	0,000
Waha	3,100	0,631	0,292	0,085	0,737	0,007

3. Analyse multivariée

3.1. Analyse des effets moyens additifs et de l'interaction multiplicative (AMMI)

L'analyse AMMI combine l'analyse ANOVA et l'analyse ACP. L'analyse ANOVA fournit des informations sur les effets principaux additifs (G , E) et non additifs (IGE) et l'analyse ACP de l' IGE permet la visualisation des interactions multiples entre les génotypes et les environnements. Son atout principal est la présentation simultanée de la performance moyenne des génotypes et leurs interactions avec les environnements sur le même graphique (Yan et Kang, 2003).

L'analyse de la variance combinée de nos résultats montre des effets très hautement significatifs de l'environnement, du génotype ainsi que leurs interactions sur le rendement (Tableau 16). La variation due à l'environnement représente 56,7% des sommes des carrés des écarts totales (SCE), alors que celle du G et de l' IGE représentent 4,10 % et 14,88 %

successivement. Pour des études sur le blé dur dans la même région, Haddad (2017) a trouvé des contributions de 86,3, 2,4 et 11,6% par E, G et IGE dans la SCE alors que Hannachi *et al.*, (2019) a trouvé des valeurs 70,97, 10,49 et 3,38 % dans le même ordre.

Ces résultats reflètent la divergence des environnements d'étude et montrent aussi la grande influence des variations de l'environnement sur le rendement en grain. La signification de l'effet génotypique suggère la présence d'une variabilité génétique utilisable dans la sélection et la signification de l'IGE expose une variabilité dans la réponse des génotypes aux variations de l'environnement.

Les effets des deux premiers axes de l'ACP, PC1 et PC2 ont été très hautement significatifs. PC1 a représenté seul 53,6% des interactions, le deuxième axe PC2 a représenté 34,3% des interactions et les deux combinés cumulent 87,9% des variations de l'IGE ce qui est largement suffisant vu que 70% de représentation est le minimum pour que le modèle soit considéré relativement crédible (Neisse *et al.*, 2018).

Tableau 16: Analyse AMMI de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.

Source	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Proportion Accumulated	Sum Sq %
ENV	4,00	423	106	49,4	<0,001	.	56,70
REP(ENV)	10	21,4	2,14	7,16	<0,001	.	02,87
GEN	16	30,6	1,91	6,38	<0,001	.	04,10
GEN:ENV	64	111	1,74	5,81	<0,001	.	14,88
PC1	19	59,6	3,14	10,5	<0,001	53,6	07,99
PC2	17	38,2	2,25	7,51	<0,001	34,3	05,12
PC3	15	7,36	0,491	1,64	0,069	6,6	00,99
PC4	13	6,08	0,468	1,56	0,102	5,5	00,82
Residuals	160	47,9	0,299		.	.	06,42
Total	318	746	2,34				100

Dans le biplot AMMI1 (Fig. 06), les effets principaux du génotype et de l'environnement sur le rendement sont représentés sur l'axe des abscisses (X), et les scores PC1 qui représente 53,6% des interactions (IGE) sur l'axe des ordonnées (Y) (Sesay *et al.*, 2018). L'axe vertical ($x=0$) présente le rendement moyen général (RMG = 3,57 t/ha) et sépare les génotypes qui ont enregistré des rendements moyens supérieurs au RMG à droite de ceux qui ont des rendements moyens inférieurs au RMG à gauche. Tandis que l'axe horizontal ($Y=0$) présente le score 0 sur PC1. La stabilité d'un génotype est considérée inversement proportionnelle à sa distance de cet axe (valeur absolue du score PC1) (Gauch et Zobel, 1996). Les génotypes qui ont la même distance de PC1 dans les deux sens (valeur absolue de Y) présentent le même niveau d'interaction. Les génotypes avec des scores proches de 0 sont plus stables que ceux qui ont

des scores élevés (en valeur absolue) qui sont les plus sensibles aux variations de l'environnement.

D'après le biplot AMMI1 (Fig. 06), les génotypes Massinissa (4,24 t/ha) et Simeto (4,2 t/ha) positionnés à droite, ont été le plus performants sur l'ensemble des environnements, alors que Djenah Khotifa (3,04 t/ha) positionné à gauche a été le moins performant. Quant à la stabilité, Simeto qui a eu le score absolu le plus élevé sur PC1 (1,18) est considéré le plus instable, alors que Boutaleb qui a eu un faible score absolu (0,046) sur PC1 est considéré le plus stable des génotypes. De même pour les environnements: E2, E3, et E4 positionnés à droite de l'axe vertical sont considérés des environnements favorables à la production et E4 est le plus favorable (4.91 t/ha) et de l'autre côté, E1 et E5 positionnés à gauche ont été des environnements défavorables à la production et E1 (1,26 t/ha) a été le moins favorable à la production (présence de stress).

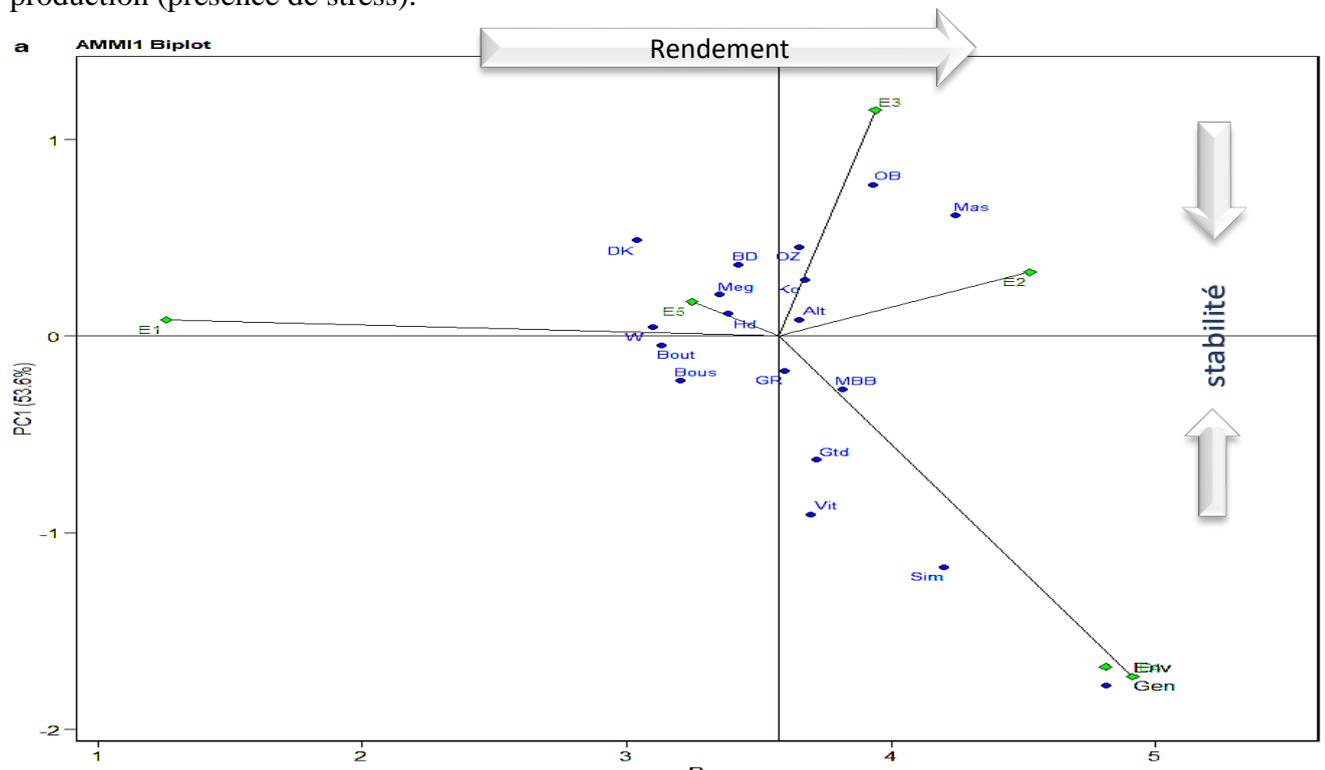


Fig. 06 : AMMI1 biplot du rendement moyen en grain des génotypes et des environnements (main effets) contre la stabilité (PC1) de 17 génotypes cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.

Tableau 17 : Rendement de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride et scores PC1 et PC2 sur les 2 premiers axes de l'analyse AMMI des géotypes et des environnements

Géotypes	R1	R2	R3	R4	R5	Moyen	PC1	PC2
Altar 84	1,31	4,35	4,56	5,04	3,00	3,65	0,084	0,297
Bidi 17	0,92	4,12	4,11	4,07	3,87	3,42	0,363	0,0614
Bousselam	1,26	5,06	2,21	4,43	3,06	3,20	-0,226	-0,852
Boutaleb	1,42	4,96	2,51	4,15	2,66	3,13	-0,046	-0,772
Djnah Khoteifa	0,65	3,20	4,77	3,87	2,69	3,04	0,488	0,662
Guemgoum Rkham	1,13	4,03	4,18	5,36	3,39	3,59	-0,177	0,283
Gtadur	1,65	4,42	3,52	6,18	2,79	3,72	-0,629	0,0657
Hedba	1,04	4,16	4,14	4,64	2,92	3,38	0,115	0,192
Korifla	1,53	4,37	4,59	4,59	3,28	3,67	0,286	0,182
Massinissa	1,82	5,22	5,35	4,53	4,29	4,24	0,615	0,0754
Mohamed Ben Bachir	0,66	4,93	4,19	5,85	3,45	3,81	-0,271	0,204
Megress	1,41	4,99	3,57	4,15	2,63	3,35	0,214	-0,391
Oued Elbared	1,54	4,94	5,67	4,18	3,31	3,93	0,769	0,322
Oued Zenati	0,81	5,38	4,43	4,23	3,41	3,65	0,454	-0,141
Simeto	1,39	3,74	4,23	8,05	3,60	4,20	-1,18	0,826
Vitron	1,28	4,82	2,53	6,47	3,45	3,69	-0,908	-0,364
Waha	1,57	4,20	2,51	3,81	3,38	3,10	0,0477	-0,65
Moyen	1,26	4,52	3,95	4,91	3,24	3,57		
PC1	0,0827	0,325	1,15	-1,73	0,175			
PC2	-0,562	-1,10	1,28	0,594	-0,20			

Les chiffre en gras sont les rendements max du géotypes et des environnements

Dans le biplot AMMI2 (Fig. 07) qui est constitué de PC1 et PC2, la répartition des environnements révèle leur divergence et la longueur de leurs vecteurs révèle leur contribution dans l'IGE (Kadhem et Baktash, 2016). Les environnements favorables (E4, E3, E2) ont eu la majeure contribution dans la SCE de l'environnement et la supériorité de la longueur de leurs vecteurs par rapport à celles des géotypes explique aussi la supériorité de des SCE-E par rapport SCE-G (Tableau 16). Le biplot AMMI2 aussi accomode la répartition des géotypes et des environnements par rapport à leurs affinités (adaptation spécifique), à côté de chaque environnement sont placés les géotypes les mieux adaptés à ce dernier (Crossa *et al.*, 1990). Par exemple, Simeto a été associé avec E4 et donc il présente une adaptation spécifique aux conditions favorables, tandis que Megress et Waha ont été associés à E1 et E5 et donc ils présentent une adaptation spécifique aux conditions défavorables. Les géotypes proches du centre de biplot tel que Hedba3, sont ceux qui manifestent une faible spécificité envers les environnements d'étude et possèdent une large adaptation. Parmi ces derniers, ceux avec un

rendement supérieur au rendement moyen général sont les plus appréciés pour leur performance et leur stabilité tels que Altar et Korifla.

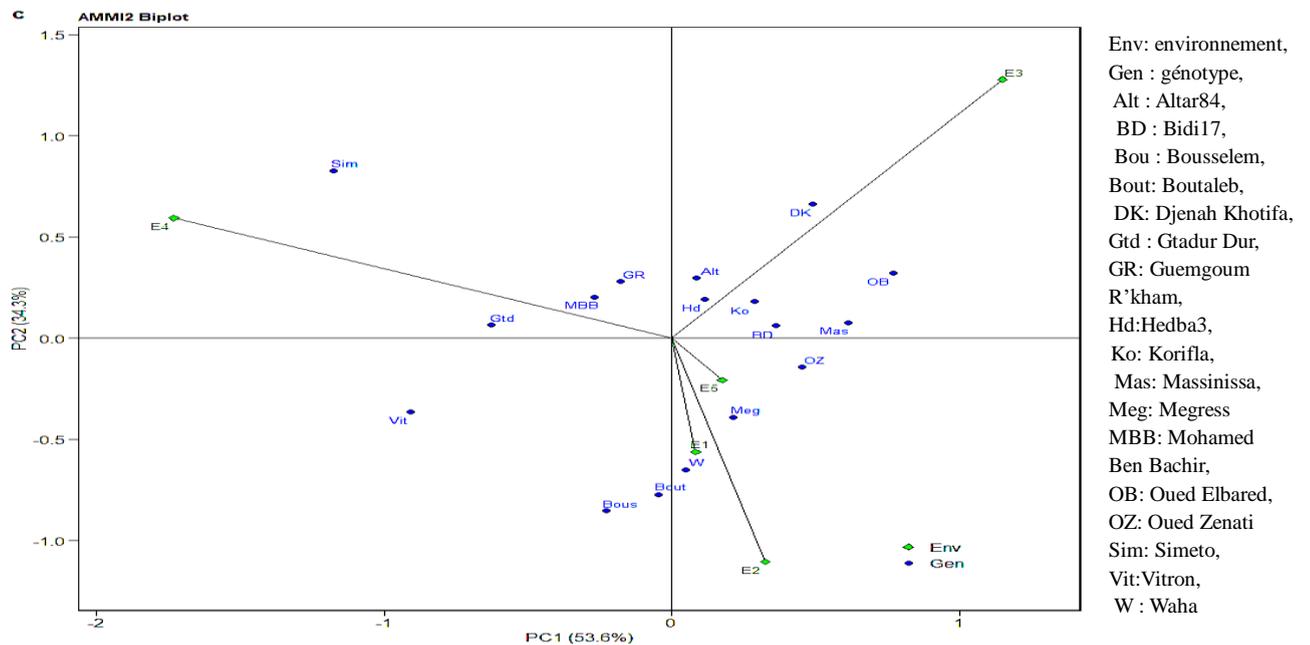


Fig. 07 : AMMI2 biplot des interactions (PC1 contre PC2) de 17 génotypes cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.

3.1.1. Indices de stabilité basés sur l'analyse AMMI

En se basant sur l'analyse AMMI, plusieurs indices ont été développés pour évaluer et classer la stabilité des génotypes. Dans notre étude, la stabilité des génotypes à travers les environnements a été évaluée par quelques indices de stabilité basés sur l'AMMI. Les indices calculés (Tableau 18) sont l'ASV (Purchase *et al.*, 2000) qui représente la distance entre la position du génotype l'origine de l'ACP biplot (AMMI ACP), le SIPC qui est la somme de valeurs absolues des scores PC1 et PC2, l'EV qui est la valeur absolue de la contribution de scores IPCAs dans l'interaction (Zali *et al.* 2012), et en dernier l'indice WAAS (Olivoto *et al.*, 2019) qui est la moyenne pondérée des scores absolues d'un génotype sur les axes d'ACP ayants un effet significatif dans l'analyse AMMI. Les valeurs de tous ces indices ont une relation inverse avec la stabilité, les génotypes avec les faibles valeurs sont considérés les plus stables.

Le génotype Simeto s'est démarqué par l'enregistrement des valeurs distinctement élevées de tous les indices calculés par rapport aux autres génotypes. Les valeurs de ASV, SIPC, EV, ZA et WAAS enregistrées par Simeto ont été 2,01, 2, 0,25, 0,44 et 1,04 successivement. Ces résultats indiquent une instabilité très élevée de ce génotype, due en grande partie à son

rendement important dans l'environnement E4 par rapport l'ensemble des génotypes. Pour le reste des génotypes, l'ASV a varié entre 0,26 et 1,46, le SIPC a varié entre 0,30 et 1,27, l'EV a varié entre 0,007 et 0,111, le ZA a varié entre 0,06 et 0,297 et le WAAS a varié entre 0,14 et 0,69. Hedba3 a enregistré les valeurs les plus faibles et donc il a été le génotype le plus stable alors que Vitron a enregistré les valeurs les plus élevées pour tous les indices et donc, il a été le génotype le moins stable ou le plus sensible aux variations de l'environnement.

Malgré la différence des classements du reste des génotypes (14 génotypes) entre les indices, une certaine ressemblance est percevable. Pour classer les génotypes par leur stabilité en tenant compte des valeurs de l'ensemble des indices, on a sommé (additionné) les classements par différents indices de chaque génotype et un nouveau classement a été obtenu (tableau 18). Selon ce classement, l'ordre décroissant des génotypes pour la stabilité est le suivant: Hedba3, Altar, Guemgoum R'kham, Mohamed Ben Bachir, bidi17, Korifla, Megress, Oued Zenati, Waha, Massinissa, Boutaleb, Gtadur, Bousselem, Djenah Elkhoaifa, Oued Elbared, Vitron et Simeto en dernier.

Une sélection basée seulement sur la stabilité, n'est pas toujours associée à une amélioration de la production et peut même causer un déclin de production. Se sont les génotypes qui associent la stabilité avec une productivité considérable qui sont recommandés. Farshadfar (2008) a suggéré un classement des génotypes qui permet une sélection simultanée pour la performance et la stabilité. Ce classement est basé sur la sommation du classement par le rendement moyen et le classement par l'indice de stabilité. Pour chacun des classements par les indices ASV, SIPC, EV, SSI, ZA et WAAS, un nouveau classement par SASV, SSIPC, SEV, SSSI, SZA et SWAAS a été calculé. Ces derniers classements considèrent la stabilité et performance des génotypes simultanément.

Selon les résultats obtenus, le classement des génotypes par la combinaison performance-stabilité a été différent de celui par la stabilité. Les génotypes avec une performance moyenne importante tel que Massinissa (4,24t/ha), après avoir été classé 12^{ème}, 9^{ème}, 9^{ème}, 11^{ème}, et 11^{ème} par les indices de stabilité ASV, SIPC, EV, ZA, et WAAS successivement, son nouveau classement a été amélioré et devenu 4^{ème}, 1^{er}, 2^{ème}, 3^{ème}, et 3^{ème} par les nouveaux indices de stabilité-performance SASV, SSIPC, SEV, SSSI, SZA et SWAAS successivement. Alors que les génotypes avec un rendement moyen moins important tel que Hedba3 (3,38t/ha) qui a été classé 1^{er} par les indices de stabilité, son nouveau classement est devenu 4^{ème}, 5^{ème}, 5^{ère}, 4^{ème}, et 4^{ème} par SASV, SSIPC, SEV, SSSI, SZA et SWAAS successivement. Tandis que Altar qui a un rendement important (3,65 t/ha) et qui a été bien classé, 2^{ème} par ASV, SIPC, SSI, WAAS et EV, il a gardé son avance et son nouveau classement est devenu 1^{er} par SIPC et 2^{ème} par SASV,

SEV, SSI et WAAS. Par la sommation des classements par les nouveaux indices, l'ordre décroissant des génotypes pour la combinaison (stabilité-performance) a été comme suit: Mohamed Ben Bachir, Altar, Massinissa, Korifla, Hedba3, Guemgoum R'kham, Oued Elbared, Bidi17, Gtadur, OZ, Simeto, Megress, Boutaleb, Waha, Vitron, Bousselem, et Djenah Khotifa en dernier.

Tableau 18 : Rendements moyens, indices de stabilité basés sur l'analyse AMMI de 17 génotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements en zone semi-aride.

GEN	Y		ASV			SIPC			EV			ZA			WAAS		
	V	R	V	R	SSI	V	R	SSI	V	R	SSI	V	R	SSI	V	R	SSI
Alt	3,65	8	0,325	2	10	0,381	2	10	0,0132	2	10	0,0753	2	10	0,167	2	10
BD	3,42	11	0,569	7	18	0,424	3	14	0,0153	6	17	0,103	4	15	0,245	5	16
Bous	3,20	14	0,922	11	25	1,08	13	27	0,108	15	29	0,212	13	27	0,47	13	27
Bout	3,13	15	0,776	10	25	0,819	12	27	0,0838	13	28	0,152	10	25	0,33	9	24
DK	3,04	17	1,01	14	31	1,15	15	32	0,0881	14	31	0,244	14	31	0,556	14	31
GR	3,59	10	0,395	3	13	0,46	4	14	0,0147	5	15	0,0963	3	13	0,218	3	13
Gtd	3,72	5	0,984	13	18	0,695	10	15	0,045	10	15	0,172	12	17	0,409	12	17
Hd	3,38	12	0,263	1	13	0,307	1	13	0,0066	1	13	0,064	1	13	0,145	1	13
Ko	3,67	7	0,483	5	12	0,469	5	12	0,0139	3	10	0,106	6	13	0,246	6	13
Mas	4,24	1	0,962	12	13	0,69	9	10	0,0432	9	10	0,17	11	12	0,404	11	12
MBB	3,81	4	0,469	4	8	0,474	6	10	0,014	4	8	0,106	5	9	0,245	4	8
Meg	3,35	13	0,514	6	19	0,605	8	21	0,0266	8	21	0,125	7	20	0,283	8	21
OB	3,93	3	1,24	15	18	1,09	14	17	0,0808	12	15	0,254	15	18	0,594	15	18
OZ	3,65	9	0,722	9	18	0,595	7	16	0,0259	7	16	0,141	9	18	0,332	10	19
Sim	4,20	2	2,01	17	19	2,00	17	19	0,251	17	19	0,449	17	19	1,04	17	19
Vit	3,69	6	1,46	16	22	1,27	16	22	0,111	16	22	0,297	16	22	0,696	16	22
W	3,10	16	0,654	8	24	0,698	11	27	0,0594	11	27	0,13	8	24	0,283	7	23

Y : rendement moyen, V : valeur de l'indice, R : classement, SSI : classement de l'indice + classement du rendement moyen

3.2. Analyse GGE

Yan *et al.* (2007) pense qu'une considération simultanée de l'effet de génotype et de l'interaction génotype-environnement, est plus judicieuse pour la sélection des génotypes. L'analyse GGE est basée sur une analyse ACP qui prends en considération l'effet principal du Génotype (G) et l'effet d'interaction Génotype-Environnement (GE) d'où le nom (GGE). Les génotypes sont évalués sur leur performance moyenne et leur stabilité à travers les environnements d'étude (Rotich *et al.*, 2018). Un autre atout de la GGE est sa capacité d'affecter aux environnements d'études des génotypes avec une adaptation spécifique (Yan *et al.*, 2007), ce qui permet de sélectionner de manière effective les combinaisons (Environnement-Génotypes) pour une meilleure et efficiente exploitation des ressources comme le cas des ressources hydriques dans notre étude.

1. Biplot GGE (Basic GGE)

L'analyse ACP des effets de G et d'IGE conçoit un biplot GGE. Ce biplot présente graphiquement les effets du G et de l'IGE des essais dans plusieurs environnements d'une manière qui facilite la visualisation et l'identification des génotypes et des environnements similaires (Yan *et al.*, 2007). Dans notre étude, les biplots issus de l'analyse GGE sont formés des 2 premières composantes principales PC1 et PC2, PC1 présente 44,3% des variations, PC2 présente 35,41% des variations et les deux combinés cumulent 79,71% des variations de (G+IGE) (Fig. 08). Ces résultats sont proches de ceux de Haddad (2017) (42,3 ,31,3 et 73.4 %) dans une étude similaire dans la même région (Sétif, Algérie).

La sélectivité d'un environnement est indiquée par la longueur du vecteur qui relie l'origine de biplot et sa position sur ce biplot. Les environnements avec de courts vecteurs ont une faible sélectivité (Discrimetivness) envers les génotypes qui tendent à manifester des performances proches l'une de l'autre, à l'opposé des environnements avec de longs vecteurs qui ont un potentiel sélectif important. Dans notre étude, se sont E4 (2,11) et E3 (1,98) les plus sélectifs parmi les 5 environnements d'étude, alors que E1, E2, et E5 successivement ont présenté une faible sélectivité envers les génotypes. L'environnement idéal pour un génotype est celui qui a un long vecteur et avec qui il forme un angle étroit (Agyeman *et al.*, 2015).

2. Adaptabilité des génotypes

La représentation polygone (biplot which won ? where ?) est utilisée pour visualiser clairement la performance des génotypes dans les environnements d'étude. Le polygone est formé en reliant les génotypes les plus distants du centre de biplot de façon que le reste des génotypes se retrouvent l'intérieur du polygone. Les lignes qui partent de l'origine de biplot et sont perpendiculaires sur les faces du polygone ont réparti l'ensemble de génotypes sur 3 grands secteurs (Which won and where ?) (Fig. 08). Chaque secteur représente un méga-environnement dans lequel se trouvent les génotypes les mieux adaptés (stables) aux mêmes conditions de croissance et de production de ce méga-environnement (Sessay *et al.*, 2008). Le génotype au sommet (vertex) du secteur possède la meilleure réponse (Performance) dans ces conditions suivies par ordre des génotypes les plus proches (Yan *et al.*, 2007).

Parmi les grands 3 secteurs distingués dans le biplot (Which won where) (Fig. 08), le secteur S1 se caractérise par des conditions de croissance similaires à celles de E4 qui a une grande sélectivité et celle de E5 avec une faible sélectivité (longueur du vecteur). Simeto a été le mieux adapté (Performant) à ces conditions, avec lequel on retrouve aussi Gtadur, Mohamed Ben Bachir, et Guemgoum R'kham par ordre d'adaptions. Ces génotypes présentent une adaptation spécifique aux conditions favorables. Le génotype Vitron n'a pas été nettement affecté à ce

secteur (S1), pourtant il a été très proche. Son association avec E1 qui a très faible sélectivité et sa meilleure performance (6,39 t/ha) réalisée dans E4, suggère que Vitron possèdent une adaptation spécifique aux conditions favorables comme le reste des génotypes du secteur S1.

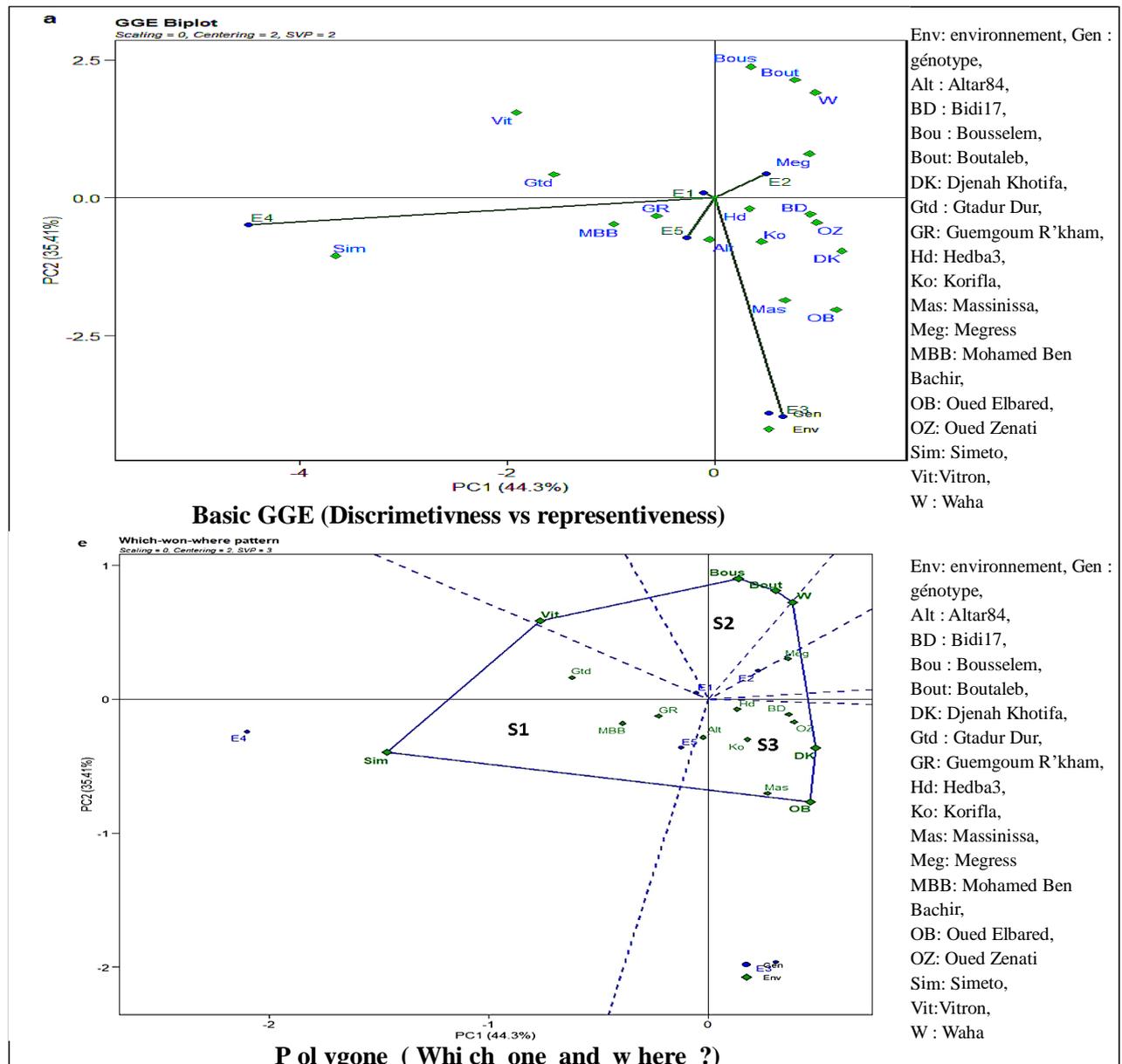


Fig. 08: Biplot GGE basique et la représentation polygone d'une analyse GGE des rendements de 17 génotypes de blé dur dans 5 environnements en zone semi-aride.

Le 2^{ème} secteur (S2) contient les génotypes Bousselem, Boutaleb et Waha qui ont été les plus performants et Megress avec une performance relativement faible. L'absence des environnements d'étude de ce secteur S2, suggère que ces génotypes n'ont pas eu une adaptation spécifique aux environnements d'étude. Cependant l'environnement le plus proche (angle= représentatif) c'est E2 dans lequel ces génotypes ont réalisé leurs meilleures

performances, mais il n'a pas été assez discriminant (longueur du vecteur). Ceci suggère aussi que ces génotypes possèdent une large adaptation ou des essais supplémentaires peuvent aider à identifier les conditions idéales pour ces génotypes.

Le 3^{ème} secteur (S3) a des conditions similaires à celles de E3 qui a une discrimination (sélectivité) importante. Oued Elbared a été le génotype le mieux adapté avec Masinissa juste à côté aux conditions de ce secteur similaires à celles de E3. Ce secteur contient aussi Djenah Khotifa, Korifla, Altar, Hedba3, Oued Zenati, et Bidi17. Ces génotypes présentent une adaptation aux conditions intermédiaires entre les conditions défavorables et favorables à la production.

3. Performance moyenne et stabilité des génotypes

Sur le biplot originaire de GGE et du même centre, un autre biplot est créé. Ce nouveau biplot (Fig. 09) est constitué d'un axe des ordonnées (Y) qui représente la moyenne des coordonnées des environnements (AEC : Average Environment Coordination). Cet AEC à double sens (pas de +/-), sépare les génotypes qui ont des rendements (Ri) supérieurs au RMG (3,57 t/ha) de ceux qui ont des Ri inférieurs au RMG. Le AEC est traversé par une autre ligne des abscisses (X) qui est orientée avec une flèche en direction de l'effet génotypique le plus important, et la tête de la flèche représente la position du (génotype idéal) pour les environnements d'étude. Un génotype idéal doit avoir la meilleure productivité possible et un maximum de stabilité (Yan et Tinker, 2006).

La stabilité d'un génotype est inversement proportionnelle à sa distance de AEC, le génotype le plus proche de l'AEC est le plus stable à l'opposé des génotypes avec de longs vecteurs qui sont sensibles aux variations de l'environnement (Yan, 2001; Kaya *et al.*, 2006). Selon cette méthode et d'après la Fig. (09), les génotypes Simeto, Oued Elbared, Vitron, Massinissa, Djenah Khotifa et Gtadur avec de longs vecteur sont les plus instables alors que Waha, Megress, Korifla, Altar et Goum R'kham, qui ont les plus courts vecteurs, sont les plus stables.

La valeur de la stabilité dépend de son association avec une productivité importante (Yan et Tinker, 2006), les génotypes qui ont enregistré une importante production moyenne et manifeste une certaine stabilité à travers les environnements d'étude, sont mieux classés relativement au « génotype idéal » (Fig. 9). Oued Elbared a été parmi les génotypes performants mais sa stabilité a été faible, alors que Megress a été parmi les génotypes les plus stables mais sa productivité a été inférieure à la moyenne des génotypes dans les environnements d'étude. Ces deux génotypes et les génotypes similaires ne sont pas favorisés par cette méthode de sélection.

L'ordre décroissant des génotypes pour leur (production et stabilité) à travers les environnements d'étude par rapport au « génotype idéal » est comme suit: Mohamed Ben Bachir, Simeto, Altar84, Guemgoum R'kham, Massinissa, Korifla, Gtadur, Oued Elbared, Hedba3, Oued Zenati, Djenah Khotifa, Bidi17, Vitron, Megress, Waha, Boutaleb et Bousselem.

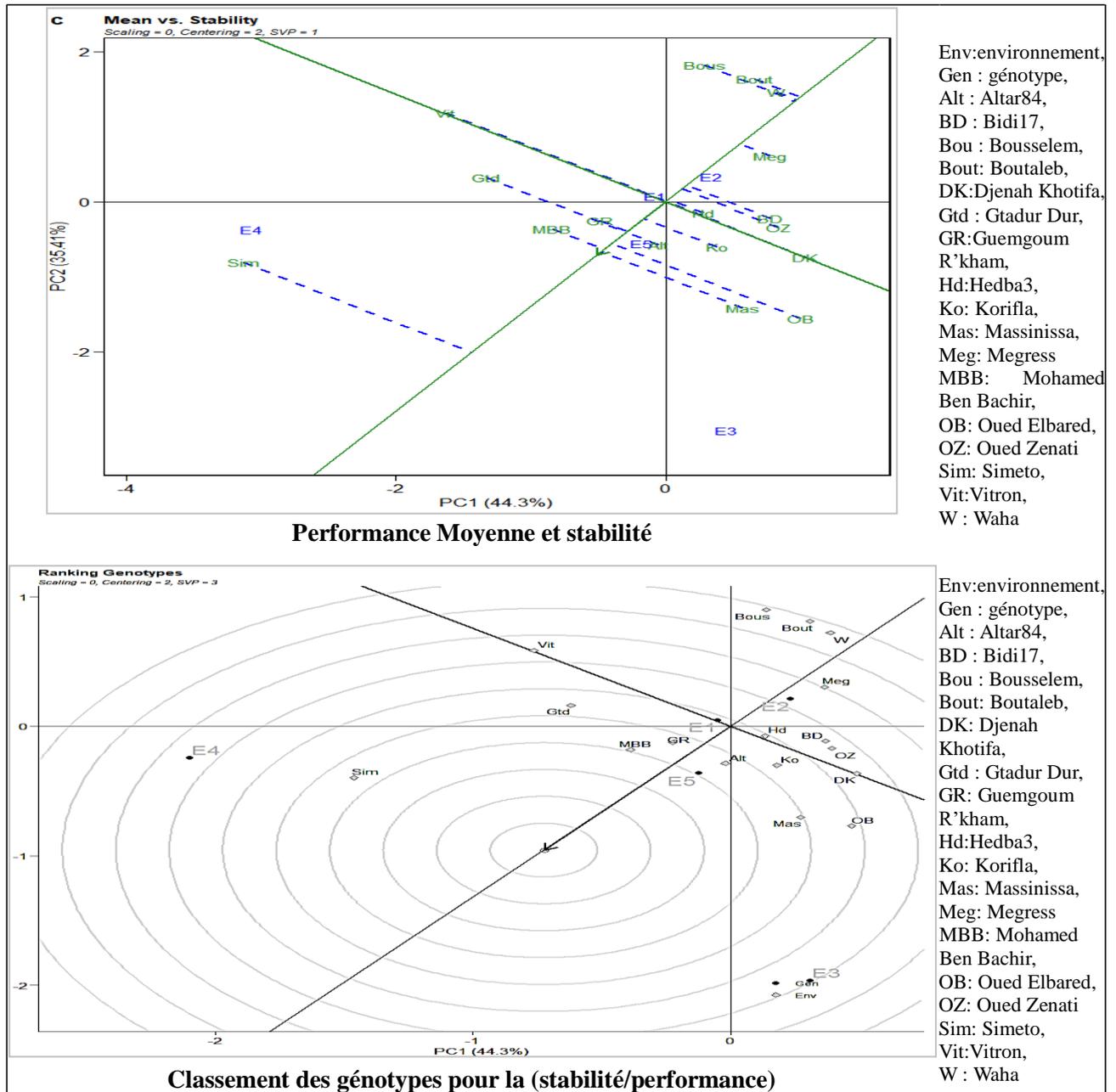


Fig. 09 : biplot de Performance moyenne et stabilité et Classement des génotypes pour la (stabilité performance) par l'analyse GGE.

III.5. Conclusion

La dominance de l'effet environnemental sur la production démontre l'importance de la sélection pour la stabilité en plus de la productivité. La sélection par les différents indices a variée en fonction de type de stabilité (statique ou dynamique) mesurée par l'indice.

Pour les indices non paramétriques calculés, Massinissa a été sélectionné par l'indice TOP de *Fox et al.*, (1990), Korifla par les indices de Huehn (1979) alors que Hedba3 a été sélectionné par les indices de Thenarasu (1995).

Massinissa (33.7%), Waha (34.2%) et Korifla (35.9%) ont été les plus stables selon le CV tandis que les génotypes Waha (4,48), Korifla (6.93) et Megress (7.64) ont été les plus stables selon la Var. De l'autre coté, Simeto, Vitron et Mohamed Ben Bachir ont été les plus sensibles aux variations de l'environnement selon le CV ainsi que la Var. Selon l'équivalence et la variance de Shulka, les génotypes Hedba3, Altar, Guemgoum R'kham et Korifla sont les plus stables alors que Simeto, Vitron, Bousselem et Djenah Khotifa sont les génotypes les moins stables.

Selon l'indice de confiance génotypique, Massinissa, Altar et Korifla ont été les plus stables, alors que Waha et Djenah Khotifa ont été les moins stables. Pour les milieux favorables (Wif), Mohamed Ben Bachir, Altar, Hedba et Korifla ont été les plus stables tandis que pour les milieux défavorables (Wiu), c'est Massinissa qui a été classé le premier suivi par Simeto, Vitron, et Korifla.

Selon l'indice de supériorité (Pi), Simeto a été sélectionné sur l'ensemble des environnements et les environnements favorables, alors que Massinissa a été sélectionné dans les environnements défavorables.

La régression a expliqué partiellement (12,88%) l'interaction génotype-environnement comme elle a simplifié la visualisation de la stabilité et l'adaptabilité des génotypes. Selon le coefficient de la régression (bi), les génotypes Massinissa, Oued Elbared, Bidi17, Boutaleb, Megress, Bousselem, Djenah Khotifa et Waha ont une stabilité supérieure à la moyenne. En plus de la stabilité, Massinissa et Boutaleb possèdent aussi une productivité supérieure à la moyenne. Selon le carré des déviations (S^2_{di}), Hedba3, Altar, Korifla, Guemgoum R'kham et Mohamed Ben Bachir ont été les plus stables des génotypes.

L'analyse d'AMMI a mis en évidence la grande influence des variations de l'environnement sur le rendement en grain et la différence entre génotypes pour leur effet principal et leur réponse aux variations de l'environnement. Elle a montré aussi la divergence des environnements et affiché l'adaptation spécifique de certains génotypes et la large adaptation des autres.

L'analyse d'AMMI a montré que la variation de l'environnement (E), du génotype (G) et de l'interaction (GxE) expliquent successivement 56,7, 4,10 et 14,88% des sommes des carrés des écarts (SCE) des variations du rendement. L'analyse ACP des interactions a représenté 87,9% des variations. Le biplot AMM1 a montré que Massinissa (4,24 t/ha) et Simeto (4,2 t/ha) ont été les plus performants alors que Djenah Khotifa a été le moins performant (3,04 t/ha) et que l'environnement E4 a été le plus favorable à la production à l'opposé d'E1 qui a été le moins favorable. Selon les scores absolus sur PC1, Boutaleb (0,046) a été le plus stable des génotypes alors que Simeto (1,18) a été le plus sensible aux variations de l'environnement. Le biplot AMM2 a montré que les environnements favorables (E4, E3, E2) ont eu une contribution importante dans la SCE de l'environnement et la supériorité de la longueur de leurs vecteurs à celles des génotypes reflète leur importante contribution dans la variation totale des rendements. Le biplot AMM2 a permis de distinguer les génotypes ayant une adaptation spécifique tels que Simeto aux conditions favorables et Waha aux conditions défavorables ainsi que les génotypes à large adaptation tels que Hedba3, Altar 84 et Korifla.

Les indices de stabilité basés sur l'AMMI ont permis de quantifier avec plus de précision les résultats de l'analyse AMMI, comme ils ont permis de classer les génotypes par ordre de stabilité et par ordre de performance/stabilité en association avec le classement des rendements. Les génotypes Hedba3 et Altar ont été sélectionnés pour leur stabilité par l'ensemble de ces indices alors que Simeto a été le plus instable. La somme des classements par les indices et par le rendement a permis une sélection simultanée pour la production et la stabilité. Selon cette méthode, les génotypes Mohamed Ben Bachir, Altar, Massinissa, Korifla, Hedba3, Guemgoum R'kham ont été classés parmi les premiers.

L'analyse ACP de la GGE a cumulé 79,71% des variations de (G+IGE). La sélectivité des environnements E4 et E3 a été la plus importante, celle de E5, E2 a été faible alors que celle de E1 a été presque nulle. Dans les biplots issus de cette analyse, les génotypes Simeto, Oued Elbared, Vitron, Massinissa, Djenah Khotifa et Gtadur avec de longs vecteurs ont été les plus

instables alors que Waha, Megress, Korifla, Altar et Goum R'kham, qui ont les plus courts vecteurs, ont été les plus stables.

Les génotypes Simeto, Gtadur, Mohamed Ben Bachir, Guemgoum R'kham et Vitron ont manifesté une adaptation spécifique aux conditions favorables similaires à celles de E4, les génotypes Oued Elbared, Masinissa, Djenah Khotifa, Korifla, Altar, Hedba3, Oued Zenati et Bidi17 ont montré une adaptation spécifique aux conditions intermédiaires similaires à celles de E3, et le reste des génotypes Bousselem, Boutaleb, Waha et Megress n'ont pas manifesté une adaptation spécifique aux environnements d'étude.

L'ordre décroissant des génotypes pour la combinaison (performance-stabilité) à travers les environnements d'étude est comme suit: Mohamed Ben Bachir, Simeto, Altar84, Guemgoum R'kham, Massinissa, Korifla, Gtadur, Oued Elbared, Hedba3, Oued Zenati, Djenah Khotifa, Bidi17, Vitron, Megress, Waha, Boutaleb et Bousselem.

La sélection des génotypes a varié en fonction des indices calculés. Selon l'objectif visé, la considération des caractéristiques de chacun des indices permet un choix raisonné du génotype.

Des essais supplémentaires peuvent apporter plus de précisions aux résultats obtenus et aider à déterminer les caractéristiques reliés positivement ou négativement à la stabilité.

Deuxième Partie : Possibilité d'exploitation des mycorhizes arbusculaires dans la production de blé dur en zone semi-aride.

I. Introduction

Le blé dur (*Triticum durum Desf.*) est l'un des importants cultures à large consommation (Trematerra et Throne, 2012). Similairement aux autres grandes cultures, le défi actuel est d'atteindre un équilibre entre une demande croissante sur la production et la diminution des ressources naturelles. En plus de la rareté des eaux souterraines, le changement climatique a amplifié la fréquence et l'intensité des sécheresses (Chahbar et Belkhodja, 2016; Lizarazo *et al.*, 2016), ce qui fait de l'eau le premier facteur limitant de la production du blé dur, particulièrement sous climat méditerranéen où il est principalement cultivé (Soriano *et al.*, 2018). D'où la nécessité de combiner toutes ressources disponibles pour améliorer l'efficacité d'utilisation d'eau et s'adapter à la sécheresse.

Les champignons mycorrhiziens arbusculaires (CMA) sont parmi les microorganismes du sol les plus importants. Ce sont des symbiotes racinaires, qui s'associent avec la plupart des plantes en colonisant les cellules corticales des racines et forment des structures branchées appelées arbuscules (Brundrett et Tedersoo, 2018). Ces arbuscules représentent l'interface d'échange entre les deux partenaires symbiotiques (Essiane-Ondo *et al.*, 2019). En échange des sucres photosynthétiques, les CMA facilitent l'absorption de l'eau et des nutriments par la plante (Smith and Read, 2008), ce qui peut affecter la performance de la plante. En plus, les CMA ont été associés à l'amélioration de la diversité végétale, la stimulation de la croissance (Van Der Heijden *et al.*, 1998; Hartnett et Wilson, 1999) ainsi que l'amélioration de la tolérance aux pathogènes, à la sécheresse, à la salinité, et l'amélioration de la structure et la stabilité du sol (Newsham *et al.*, 1995; Augé, 2001; Smith and Read, 2008; Igiehon et Babalola, 2017). Ces atouts octroient cette symbiose un potentiel de contribuer à l'amélioration de la production du blé dur et sa stabilité, particulièrement sous déficit hydrique.

Pour explorer la relation entre les CMA et le blé dur et la possibilité de leur utilisation pour améliorer la production et la tolérance au déficit hydrique, on a étudié l'effet de l'inoculation en pot et en plein champs sur le développement du blé dur, ainsi que les effets du travail du sol conventionnel et le semis direct sur les mycorhizes arbusculaires comme moyen de gestion des CMA.

II. Effet de l'inoculation par les CMA sur le blé dur : Inoculation en pot

Nombreuses sont les études qui visent à comprendre le fonctionnement des mycorhizes arbusculaires et l'identification des facteurs qui influencent cette relation afin d'optimiser l'investissement carbonique des plantes dans cette relation (Müller et Harrison, 2019). Également, l'émergence d'une industrie de biofertilisants à base de CMA sollicite des essais d'évaluation des effets et des limites de leur application (Sharma *et al.*, 2017c). Dans cette étude, l'effet de l'inoculation a été testé sur 3 variétés du blé dur avec ou sans un déficit hydrique en fin de cycle. L'objectif est d'évaluer l'effet de la colonisation racinaire par les CMA sur la croissance, le rendement, la tolérance à la sécheresse.

1. Matériels et méthodes

1.1. Installation et déroulement de l'expérimentation

L'expérimentation a été conduite dans une serre dans le campus d'Elbaz à L'UFAS1, à une température ambiante de 20 ± 10 °C, une humidité relative de $45\pm 15\%$, et une luminosité naturelle. Des sacs en plastique remplis de 2,2 kg du sol stérilisé par autoclavage ont été utilisés. Le sol utilisé possède une texture argilo-limoneuse, 1,5% de matière organique et un pH de 7,6. Les semences ont été stérilisées en surface par l'eau de javel diluée (05%) puis rincées avec de l'eau. Quatre (4) graines ont été semées dans chacun des pots et au stade 3 feuilles, seul 2 plants ont été maintenus. Chacun des pots a reçu 1 g de mono ammonium du phosphate (MAP) (12% N 52% P) au stade 3 feuilles, puis 1 g d'urée (46 % N) deux fois au début et à la fin du tallage, et en fin 0,5 g de nitrate de potassium (15 % N 53% K) au stade montaison.

Dans cette expérimentation 3 facteurs ont été testés. Le premier est le génotype avec 3 variantes: Megress, Gtadur et Vitron. Le deuxième est le régime d'irrigation avec 2 variantes; un traitement non stressé ou l'humidité du sol a été maintenue à la capacité au champ et un traitement stressé ou la teneur en eau a été maintenue à 45% de la capacité au champ du stade gonflement jusqu'à la maturité. Le troisième facteur est l'inoculation dans lequel on a utilisé TEMIS[®] (500 propagules/g), un produit de Inoculumplus (www.inoculumplus.eu) comme inoculum. En plus d'un support minéral, TEMIS contient 5 espèces de CMA (*Funneliformis mosseae*, *Rhizophagus intraradices*, *Funneliformis geosporum*, *Claroideoglossum claroideum*, et *Glomus Sp.*). Les semences mouillées ont été enrobées par l'inoculum en poudre (2 g/100 g de semence). Les 72 pots des 12 traitements ont été répartis en dispositif complètement aléatoire.

1.2. Mesures

Au stade floraison et après 15 jours de l'application du déficit hydrique, les plantes dans la moitié des pots ont été récoltées et les mesures suivantes ont été réalisées: le poids frais et sec de la partie aérienne et du système racinaire, le nombre de talles par plante, le nombre ainsi que la longueur des racines, et le volume racinaire. Et sur les feuilles, on a mesuré la surface foliaire à l'aide du logiciel ImageJ (Schneider *et al.*, 2012), la teneur relative en eau (Barrs et Weatherley, 1962) et le poids spécifique en devisant le poids sec sur la surface foliaire des feuilles. La teneur en proline dans la matière sèche des feuilles et des racines a été mesurée suivant la méthode décrite par Troll et Lindesly (1955), ainsi que celle des sucres solubles selon la méthode de Dubois *et al.* (1956).

La proline a été extraite des échantillons de 100 mg de matière sèche placés dans des tubes à essai contenant 5 ml de méthanol. L'ensemble est porté à 85° dans un bain marie pendant une heure. Après refroidissement, le dosage a été fait sur 1 ml d'extrait auquel on ajoute 1 ml d'acide acétique et 1 ml du réactif de ninhydrine (1,25 g de ninhydrine + 30 ml d'acide acétique + 7,5 ml d'acide orthophosphorique (85%) + 12,5 ml d'eau distillée). La solution obtenue est portée à 95° C pendant 30 min. La couleur vire au rouge, on refroidit et on ajoute 5 ml de toluène. La phase supérieure (colorée en rouge) qui contient la proline est récupérée et du NaSO₄ a été ajouté pour éliminer l'eau qu'elle contient. Dans la dernière étape, la densité optique est mesurée au spectrophotomètre à une longueur d'ondes de 528 nm. La densité optique est convertie en concentration en proline par le biais d'une « courbe étalon » préalablement établie à partir d'une série de solutions de concentrations en proline connues.

Les sucres solubles ont été extraits de 100 mg de matière sèche mélangés avec 10 ml d'eau distillée dans des tubes à essai (Zhang *et al.*, 2015). Les tubes sont portés à l'ébullition pendant 2 heures, après refroidissement l'extrait est filtré et dilué. 1 ml d'extrait est mélangé avec 1 ml d'une solution de phénol (5%) et 5 ml d'acide sulfurique (96%) et les tubes sont agités par un vortex. Après le refroidissement des tubes, la densité optique du mélange à une longueur d'onde égale à 485 nm est mesurée et convertie en concentration en utilisant une courbe étalon établie des solutions de glucose avec des concentrations connues.

Des échantillons de racines des plantes inoculées ont été nettoyés puis éclaircis dans une solution de KOH (10%) et colorés dans une solution d'encre (Scheffer noir) (5%) et d'acide acétique (5%) suivant la méthode de Vierheilig *et al.* (1998). Les taux de colonisation total (TCT) ainsi que arbusculaire (TCA) et vasculaire (TCV) ont été calculés par l'observation

microscopique de 4 lames contenant 15 fragments racinaires chacune en suivant la méthode de McGoiggle *et al.* (1990).

A la maturité, les plantes dans le reste des pots ont été récoltées et des mesures sur les plantes ont été faites. Les mesures effectuées sont: la biomasse aérienne, la hauteur de la tige, le nombre d'épis par plante, le nombre d'épillets par épi, le nombre d'épillets fertiles, le nombre d'épillets stériles, le nombre de graines par épi, le poids de mille graines et le rendement en grain par plante.

Encore, la densité des spores (DS) dans la rhizosphère des plantes inoculées a été calculé par observation sous une loupe (x 45) après leur extraction suivant la méthode de Ianson et Allen (1986). 3 g de sol séché et tamisé sont placés dans un tube à centrifuger (15 ml) puis le tube est rempli d'eau distillée jusqu'au repère de 14 ml. Le tube est agité soigneusement en s'assurant que le sol soit totalement humidifié, puis placé sur le côté pendant 15 minutes. Une première centrifugation pendant 10 minutes à 2500 tours/minute va permettre d'éliminer les débris organiques flottants. Après l'ajout de 4 ml de une solution de sucrose (2M) et de calgon (10%), le tube est agité de nouveau puis laissé reposé pendant 10 min. Une deuxième centrifugation pendant 20 minutes à 2500 tours/minute va permettre de récupérer les spores contenues dans la solution (sucre-caglon) à l'aide d'un papier filtre placé dans un entonnoir. Après le filtrage de la solution et le rinçage de l'excès de sucre par l'eau, le papier filtre est placé dans une boîte de pétri sous une loupe pour observer et isoler les spores.

1.3. Analyse des données

A l'aide du logiciel XLSTAT 2019, le test ANOVA a été utilisé pour comparer l'effet du régime d'irrigation et de l'inoculation sur le développement de 3 génotypes du blé dur et leur tolérance à la sécheresse. Le test LSD a été utilisé pour comparer les moyennes de différents traitements. Le nombre de mesures a été n=4 pour chaque mesure et traitement. Le test de corrélation a été aussi effectué pour étudier les relations entre les différentes mesures.

II.2. Résultats

1. Colonisation racinaire par les CMA (TCR) et densité des spores (DS)

Seul le génotype a significativement influencé le TCT et TCV, tandis que le génotype et l'irrigation ont significativement influencé le TCA. Les TCT ont été plus élevés chez Gtadur que chez Megress et Vitron. L'irrigation, le génotype et leur interaction ont significativement influencé la DS. La DS la plus élevée a été enregistrée dans la rhizosphère de Vitron suivi par Megress puis Gtadur. Le stress a réduit de 12,57% le TCA et stimulé la sporulation où la DS

a été de 20,17% plus importante dans le traitement stressé (Tableau 01).

Tableau 01: Moyennes des taux colonisation totale (TCT), arbusculaire (TCA) et vésiculaire (TCV) des racines par les CMA, et la densité des spores (DS) de 3 génotypes de blé dur avec ou sans déficit hydrique et par génotypes et signification (P) des effets de génotype, d'irrigation et leur interaction sur ces paramètres

Génotype	Irrigation	TCT (%)	TCA (%)	TCV (%)	DS (spore/g de sol)
Vitron	Irrigué	36,51 ab	29,84 bc	26,03 ab	69,55 a
	Stressé	32,70 b	24,76 c	18,41 b	76,00 a
Megress	Irrigué	48,57 a	39,05 ab	34,92 ab	25,00 d
	Stressé	46,03 ab	38,73 ab	38,73 a	58,00 b
Gtadur	Irrigué	51,53 a	48,15 a	29,42 ab	29,75 cd
	Stressé	50,05 a	38,84 ab	42,01 a	35,75 c
LSD		14.4	11.45	15.83	
Erreur Standard Moyenne		3,61	2,82	4,16	1.33
Gtadur		50,79 a	43,49 a	35,71 a	32,75 c
Megress		47,30 a	38,89 a	36,83 a	41,50 b
Vitron		34,60 b	27,30 b	22,22 b	72,78 a
LSD		9.94	7.9	11.2	
W		45,54 a	39,01 a	30,12 a	41,43 b
S		42,93 a	34,11 b	33,05 a	56,58 a
Facteurs	Signification (P)				
Génotype	< 0,001	< 0,001	0,002	< 0,001	
Irrigation	0,382	0,040	0,394	< 0,001	
Génotype*Irrigation	0,949	0,291	0,064	< 0,001	

Moyennes avec la même lettres ne sont significativement différentes (LSD, $\alpha=0.05$)

2. Mesures sur la feuille

Le génotype et l'inoculation ont significativement influencé le poids spécifique (PS) et la surface foliaire (SF) qui a été aussi influencée par leurs interactions (Tableau 02). Suite à l'inoculation, une amélioration de 26,59% de la SF a été enregistrée, une amélioration qui a été de 67,91% chez Gtadur et de 20,28% chez Megress, alors que un léger déclin de 2,71% a enregistré chez Vitron. L'inoculation a significativement amélioré le PS avec un taux de 5,3%. La teneur relative en eau (TRE) a été influencée par l'inoculation, l'irrigation et l'interaction (inoculation*génotype) (Tableau 02). Le stress a réduit de 16,49% la valeur moyenne des TRE, alors que l'inoculation a significativement améliorée la TRE moyenne de 6,64% particulièrement chez Megress (23%).

3. Taux de proline et des sucres solubles

Les taux de proline dans les feuilles ont été supérieurs à ceux dans les racines. Le génotype et son interaction avec l'inoculation ont significativement affecté la concentration de la proline

dans les racines alors que le génotype, l'irrigation, l'inoculation et leurs interactions à l'exception de (Génotype*inoculation), ont eu un effet significatif sur la teneur en proline dans les feuilles. (Tableau 02). La proline dans les racines a été 8,52% moins dans les plantes inoculées que dans les plantes non inoculées. L'inoculation n'a pas eu un effet significatif direct, mais selon les génotypes des réductions de 24,82% et 9,37% ont été enregistrés chez Gtadur et Vitron, alors qu'une élévation de 17,58% a été observée chez Megress après l'inoculation. Le stress a augmenté de 35,4% la teneur en proline dans les feuilles, et cette augmentation a été de 43,68% chez les plantes inoculées et de 24,28% chez les plantes non inoculées. L'effet du stress a été aussi en interaction avec génotype, des augmentations de 70,33% chez Vitron et de 63% chez Megress ainsi qu'une réduction de 8,04% chez Gtadur ont été enregistrées. L'inoculation a réduit de 29,37% la teneur en proline dans les feuilles.

Tableau 02: Moyennes des mesures physiologiques au stade floraison chez 3 génotypes de blé dur avec ou sans déficit hydrique, avec ou sans inoculation par les champignons mycorhizien arbusculaires et la signification (P) des effets du génotype, l'inoculation, l'irrigation et leurs interactions sur ces mesures.

Traitements		Feuille			Proline			Sucres Solubles	
G	In	Ir	SF	PS	TRE	PRR	RL	SSR	SSL
Vitron	Non inoculé	Irrigué	5,85 bc	5,14 ab	85,76 ab	74,66 ab	69,82 fg	60,2 c	109,94 cd
		Stressé	6,14 bc	5,71 ab	72,96 abcd	85,27 ab	144,83 ab	66,8 abc	110,97 cd
	Inoculé	Irrigué	6,42 abc	7,03 a	89,75 a	70,57 b	61,48 g	40,9 cd	125,37 bc
		Stressé	5,24 c	5,97 ab	64,35 d	74,38 ab	78,82 efg	71,9 abc	169,30 a
Megress	Non inoculé	Irrigué	8,41 abc	5,68 ab	77,11 abcd	77,94 ab	93,60 de	64,6 bc	70,73 e
		Stressé	7,09 abc	5,41 ab	64,23 d	63,78 b	162,57 a	11,1 d	96,42 d
	Inoculé	Irrigué	9,65 a	5,94 ab	90,34 a	81,66 ab	77,55 efg	108,3 a	93,29 de
		Stressé	8,99 ab	6,51 a	84,09 abc	84,98 ab	116,41 c	38,4 cd	110,42 cd
Gtadur	Non inoculé	Irrigué	5,24 c	5,12 ab	85,72 ab	98,32 ab	129,48 bc	56,9 c	113,41 cd
		Stressé	5,63 c	3,91 b	65,78 cd	119,57 a	113,45 cd	105,7 ab	133,84 bc
	Inoculé	Irrigué	9,14 ab	5,41 ab	80,11 abcd	85,73 ab	85,57 ef	44,4 cd	111,72 cd
		Stressé	9,11 ab	5,10 ab	70,70 bcd	77,95 ab	84,31 ef	48,2 cd	145,44 ab
LSD			2,72	1,76	16,18	37,40	31,03	35,62	36,03
Facteurs					Signification (P)				
Génotype (G)			< 0,001	0,002	0,424	0,008	< 0,001	0,422	< 0,001
Inoculation (In)			< 0,001	0,002	0,04	0,174	< 0,001	0,666	< 0,001
Irrigation (Ir)			0,289	0,263	< 0,001	0,597	< 0,001	0,28	< 0,001
G*In			0,001	0,788	0,002	0,017	0,828	< 0,001	0,05
G*Ir			0,477	0,34	0,216	0,553	< 0,001	< 0,001	0,892
In*Ir			0,609	0,946	0,73	0,569	0,009	0,232	0,13
G*In*Ir			0,538	0,075	0,081	0,217	0,007	0,028	0,135

Les moyennes avec la même lettre sont égales, M: inoculé, NM: Non inoculé, SF: Surface foliaire (cm²), PS: poids spécifique (PS mg/cm²), TRE: teneur relative en eau (%), PRL: proline des feuilles (µg/100mg), PRR :Proline des racines (µg/100mg), SSL: Sucres solubles des feuilles (mg/g), SSR: sucres solubles dans les racines (mg/g).

Similairement à la proline, les sucres solubles ont été plus abondants dans les feuilles que dans les racines. Dans les racines, les sucres ont été significativement influencés par les interactions (Génotype*Inoculation), (Génotype*Irrigation) et (Génotype*Irrigation*Inoculation), alors que dans les feuilles, leur abondance a été influencée par le génotype, l'irrigation, et l'inoculation (Tableau 02). Le stress hydrique a réduit la teneur en sucres solubles de 71,39% dans les racines par chez Megress, alors que des élévations de 37,07 % et 51,83 % sont été enregistrées chez Vitron et Gtadur. Dans les feuilles, l'inoculation a augmenté de 18,93% le taux de sucres solubles. Le stress a aussi causé une augmentation de 22,73% des taux des sucres solubles dans les feuilles et cette augmentation a été plus importante chez les plantes inoculées (28,69%) que chez les plantes non inoculées (16,03%).

4. Mesures morphologiques

Dans la partie aérienne, tous les facteurs et les interactions ont eu un effet significatif sur le poids frais et sec à l'exception de (génotype *irrigation) sur le poids frais et l'irrigation sur le poids sec (Tableau 03). Vitron et Megress ont enregistré des poids frais et sec plus élevés que ceux de Gtadur. Les plantes inoculées ont enregistré des poids frais et sec supérieurs de 78% et de 108% successivement, à ceux des plantes non inoculées. Ces augmentations ont été 49, 158, et 45% pour le poids frais et 52, 187, et 126% for pour le poids sec des génotypes Vitron, Megress, et Gtadur successivement. Le stress a réduit significativement le poids frais de 21% mais pas le poids sec. Ce déclin du poids frais a été de 24% chez les plantes inoculées et de 16% chez les plantes non inoculées.

Le nombre de talles a été significativement influencé par l'inoculation et les interactions (Génotype*Irrigation), (Inoculation*Génotype) et (génotype*Inoculation*Irrigation) (Tableau 03). Les 41% d'amélioration par l'inoculation a variée en fonction des génotypes et elles ont été 42, 37 et 45 % chez Gtadur, Megress et Vitron successivement.

La hauteur de la tige a été significativement influencée par le génotype, l'inoculation, l'irrigation et (Génotype*Inoculation) (Tableau 03). L'inoculation a amélioré la hauteur de la tige de 16,92% et selon les génotypes, les améliorations ont été 37,47, 16,9 et 0,89% pour Gtadur, Megress, et Vitron successivement. Tandis que le Stress a causé une réduction de 7,2% de la hauteur de la tige.

Pour le système racinaire, tous les facteurs et les interactions ont eu un effet significatif sur le poids frais des racines ainsi que sur le poids sec à l'exception de (Génotype*Inoculation) pour ce dernier (Tableau, 03). L'inoculation a amélioré de 142% le poids frais et de 135% le

poids sec. Selon le génotype, ces améliorations ont été 129% et 02% chez Vitron, 102% et 151% chez Megress et 226% et 180% chez Gtadur pour le poids frais et le poids sec successivement, tandis que selon l'irrigation les améliorations ont été de 235% et 204% chez les plantes stressées et irriguées dans le même ordre. Le stress a réduit de 14% les poids frais et de 9% le poids sec.

Le nombre de racines a varié en fonction tous les facteurs et les interactions à l'exception de l'irrigation et l'interaction (génotype* inoculation). La longueur des racines a varié en fonction du génotype et de l'inoculation, et le volume racinaire a dépendu de tous les facteurs et les interactions à l'exception de (Inoculation*Irrigation) (Tableau 03). L'inoculation a amélioré tous les caractères précédents; le nombre des racines de 45%, la longueur des racines de 37% et le volume racinaire de 87%, alors que le stress a significativement réduit de 10 % le volume racinaire.

Tableau 03 : Moyennes des mesures morphologiques au sage floraison et signification (P) des effet des facteurs et des interactions sur les mesures

Traitements			Partie aérienne				Système racinaire				
G	In	Ir	PFA	PSA	HT	NT	PFR	PSR	NR	LR	VR
Vitron	Non inoculé	Irrigué	10,08 bc	4,00 bc	54,40 abc	6,00 bc	5,26 d	1,44 ef	32,00 e	21,50 bc	4,00 de
		Stressé	7,73 cd	3,62 bcd	51,00 bcd	5,25 c	3,26 e	1,07 gh	36,00 cde	18,83 cd	3,12 e
	Inoculé	Irrigué	15,15 a	6,47 a	57,00 ab	9,00 ab	11,98 a	3,13 a	45,00 ab	26,38 a	11,00 a
		Stressé	11,33 b	5,13 ab	49,33 cde	7,00 abc	7,51 c	1,94 cd	48,50 a	25,13 ab	5,88 c
Megress	Non inoculé	Irrigué	7,45 cd	2,61 cde	44,67 def	5,25 c	5,72 d	0,90 h	34,75 de	25,00 ab	5,00 cd
		Stressé	4,73 de	1,93 de	41,60 f	5,00 c	3,34 e	0,59 i	22,50 f	17,75 cd	3,63 de
	Inoculé	Irrigué	15,75 a	6,25 a	50,83 bcd	6,75 abc	8,23 c	1,68 de	39,00 cd	27,00 a	5,75 c
		Stressé	15,65 a	6,78 a	49,83 bcd	7,25 abc	10,05 b	2,05 c	40,50 bc	28,25 a	7,50 b
Gtadur	Non inoculé	Irrigué	11,15 b	2,89 cde	42,33 ef	5,75 c	3,87 e	0,88 h	22,00 f	14,38 d	3,87 de
		Stressé	3,17 e	1,36 e	40,83 f	4,25 c	1,86 f	0,45 i	25,00 f	17,38 cd	3,13 e
	Inoculé	Irrigué	9,00 bc	3,16 cde	60,33 a	5,25 c	7,93 c	1,32 fg	36,75 cde	24,50 ab	4,75 cd
		Stressé	11,83 b	6,41 a	54,00 abc	9,25 a	10,77 b	2,41 b	40,50 bc	26,38 a	7,63 b
LSD			2,53	1,59	6,12	2,62	1,04	0,37	7,23	6,83	2,00
SEM			3,03	0,39	1,53	0,391	0,645	0,09	1,782	1,684	0,494
Facteurs			Signification (P)								
Génotype (G)			< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,186	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,01	0,01
Inoculation (In)			< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Irrigation (Ir)			< 0,001	0,9	< 0,001	0,97	< 0,001	0,01	0,57	0,39	0,048
G*In			< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,867	< 0,001	0,49	0,29	0,22	< 0,001
G*Ir			0,17	0,01	0,277	0,026	< 0,001	< 0,001	0,001	0,07	< 0,001
In*Ir			< 0,001	< 0,001	0,189	0,034	< 0,001	< 0,001	0,03	0,14	0,15
G*In*Ir			< 0,001	< 0,001	0,217	0,002	< 0,001	< 0,001	0,01	0,13	< 0,001

Les moyennes avec la même lettre ne sont pas différentes, M: inoculé, NM: Non inoculé, PFA: poids frais aérien (g), PSA: Poids sec aérien (g), HT: hauteur de la tige (cm), NT : Nombre de tiges, PFR : Poids frais racinaire (g), PSR : Poids sec racinaire (g), NR: nombre de racines, LR: longueur des racines (cm), VR: volume racinaire (ml)

Tableau 04 : Moyennes des mesures morphologiques et physiologique par différents traitements.

Traitement	SF	TRE	PS	PRR	PRL	SSR	SSL	SFW	SDW	TN	Ht	RFW	RDW	RN	RL	RV
Gtadur (Gtd)	7,28	75,58	4,89	95,39	103,20	63,82	126,10	8,79	3,45	6,13	49,38	6,11	1,27	31,06	20,66	4,84
Megress(Meg)	8,54	78,94	5,88	77,09	112,53	55,57	92,72	10,89	4,39	6,06	46,73	6,83	1,30	34,19	24,50	5,47
Vitron (Vt)	5,91	78,21	5,96	76,22	88,74	59,94	128,90	11,07	4,81	6,81	52,93	7,00	1,89	40,38	22,96	6,00
LSD	1,63	0,88	8,09	18,70	15,52	17,81	18,01	1,27	0,79	1,31	3,06	0,52	0,18	3,61	3,42	1,00
Inoculé (M)	8,09	79,89	5,99	79,21	84,02	58,68	125,93	13,12	5,70	7,42	53,56	9,41	2,09	41,71	26,27	7,08
Non inoculé (NM)	6,39	75,26	5,16	86,59	118,96	60,88	105,89	7,38	2,74	5,25	45,81	3,89	0,89	28,71	19,14	3,79
Irrigué (W)	7,45	84,80	5,72	81,48	86,25	62,56	104,08	11,43	4,23	6,33	51,59	6,10	1,37	34,04	21,97	5,23
Stressé (S)	7,03	70,35	5,44	84,32	116,73	57,00	127,73	9,07	4,20	6,33	47,77	6,35	1,37	36,88	23,66	5,15
Gtd*M	9,12	75,41	5,26	81,84	84,94	46,32	128,58	10,41	4,79	7,25	57,17	9,35	1,87	38,63	25,44	6,19
Gtd*NM	5,43	75,75	4,52	108,94	121,47	81,33	123,63	7,16	2,12	5,00	41,58	2,87	0,67	23,50	15,88	3,50
Meg*M	9,32	87,21	6,22	83,32	96,98	73,32	101,86	15,70	6,51	7,00	50,33	9,14	1,86	39,75	27,63	6,63
Meg*NM	7,75	70,67	5,54	70,86	128,08	37,83	83,58	6,09	2,27	5,13	43,13	4,53	0,74	28,63	21,38	4,31
Vit*M	5,83	77,05	6,50	72,47	70,15	56,39	147,34	13,24	5,80	8,00	53,17	9,74	2,53	46,75	25,75	8,44
Vit*NM	5,99	79,36	5,43	79,96	107,32	63,49	110,46	8,90	3,81	5,63	52,70	4,26	1,25	34,00	20,17	3,56
LSD	1,93	1,25	11,44	26,44	21,94	25,19	25,47	1,79	1,12	1,85	4,33	0,74	0,24	5,11	4,83	1,42
Gtd*S	7,37	68,24	4,51	98,76	98,88	76,96	139,64	7,50	3,89	6,75	47,42	6,31	1,43	32,75	21,88	5,38
Gtd*W	7,19	82,91	5,27	92,03	107,53	50,69	112,57	10,08	3,02	5,50	51,33	5,90	1,10	29,38	19,44	4,31
Meg*S	8,04	74,16	5,96	74,38	139,49	24,73	103,42	10,19	4,35	6,13	45,72	6,70	1,32	31,50	23,00	5,56
Meg*W	9,03	83,72	5,81	79,80	85,57	86,42	82,01	11,60	4,43	6,00	47,75	6,97	1,29	36,88	26,00	5,38
Vit*S	5,69	68,66	5,84	79,82	111,82	69,32	140,13	9,53	4,38	6,13	50,17	5,38	1,50	42,25	21,98	4,50
Vit*W	6,13	87,75	6,09	72,61	65,65	50,57	117,66	12,61	5,24	7,50	55,70	8,62	2,28	38,50	23,94	7,50
LSD	1,93	1,25	11,44	26,44	21,94	25,19	25,47	1,79	1,12	1,85	4,33	0,74	0,24	5,11	4,83	1,42
M*S	7,78	73,05	5,86	79,10	52,815	93,18	141,72	12,93	6,10	7,83	51,06	9,44	2,13	43,17	26,58	7,00
M*W	8,40	86,73	6,13	79,32	64,541	74,87	110,13	13,30	5,30	7,00	56,06	9,38	2,04	40,25	25,96	7,17
NM*S	6,28	67,66	5,01	89,54	61,187	140,28	113,74	5,21	2,30	4,83	44,48	2,82	0,70	27,83	17,99	3,29
NM*W	6,50	82,86	5,31	83,64	60,580	97,64	98,03	9,56	3,17	5,67	47,13	4,95	1,07	29,58	20,29	4,29
LSD	1,57	1,25	9,34	21,59	20,57	17,92	20,80	1,46	0,92	1,51	3,53	0,60	0,21	4,17	3,94	1,16

SF: Surface foliaire (cm²), PS: le poids spécifique (PS mg/cm²), TRE: teneur relative en eau (%), PRL: proline dans les feuille (µg/100mg), PRR: Proline dans les racines (µg/100mg), SSL: Sucres solubles dans les feuilles (mg/g), SSR: sucres solubles dans les racines (mg/g), PFA: poids frais aérien (g), PSA: Poids sec aérien (g), HT: hauteur de la tige (cm), NT : Nombre de talles, PFR : Poids frais racinaire (g), PSR : Poids sec racinaire (g), NR: nombre de racines, LR: longueur des racines (cm), VR: volume racinaire (ml).

5. Caractères agronomiques

Le génotype, l'inoculation et leur interaction réciproque ont significativement influencé tous les caractères agronomiques à l'exception du poids des graines qui n'a pas été influencé par l'inoculation. A part le nombre total des épillets, l'irrigation et son interaction avec le génotype ont eu un effet significatif sur tous les caractères agronomiques (Tableau 05). L'inoculation a amélioré de 99,55% le nombre d'épis par plant par et de 98,03% la biomasse aérienne. Ces améliorations ont varié entre les génotypes, et elles ont été de 275, 100 et 26,72% pour nombre de grain et de 182,93, 62,54 et 40,52% pour la biomasse aérienne pour les génotypes Gtadur, Megress et Vitron successivement.

De l'autre côté, le stress a réduit de 17,77% le nombre d'épis et de 9,64% la biomasse aérienne. A part les interactions (Inoculation*Irrigation) et (Génotype*Irrigation), tous les facteurs et les interactions ont influencé le nombre total d'épillets par épi et le nombre d'épillets fertiles par épi. L'inoculation a amélioré les deux mesures par 12,52% et 48,88% successivement, et selon les génotypes, l'amélioration a été 27,69 et 86,67 % pour Gtadur, 6,14 et 67,21% pour Megress, et 4,66 et 12,95% pour Vitron dans le même ordre.

Tableau 05: Signification (P) des effets de des effets de Génotypes, inoculation, irrigation et leurs interactions.

Facteurs	BM	NE	NGE	NET	NEF	PMG	RG
Génotype (G)	< 0,001	0,004	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Inoculation (In)	< 0,001	< 0,0001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,071	< 0,001
Irrigation (Ir)	0,027	0,013	0,010	0,126	0,084	0,022	0,006
G*In	< 0,001	0,002	< 0,001	< 0,001	0,008	< 0,001	< 0,001
G*Ir	0,241	0,017	0,012	0,849	0,634	0,016	0,012
In*Ir	0,594	0,126	0,233	0,511	0,907	0,602	0,149
G*In*Ir	0,460	0,021	0,002	0,048	0,037	0,006	0,051

BM : Biomasse aérienne (g), NE : nombre des épis par plante, NGE : nombre de grains par épis, NET : nombre d'épillets par épis, NEF : Nombre d'épillets fertiles par épis, PMG : poids de milles graines (g), RG : rendement en grain par plante (g)

A l'opposé de l'inoculation, le stress a affecté le nombre de grain et le nombre d'épillet fertiles directement et le nombre total d'épillet par interaction avec le génotype, et il a causé des réductions de 9,22, 3,58 et 10,45% dans le même ordre. Selon les génotypes, la réduction du nombre total d'épillets et le nombre d'épillet fertiles ont été 4,1 et 11,4% pour Gtadur, 1,65 et 14,09% pour Megress et 1,65 et 14,09 % pour Vitron. Concernant le nombre de graine, à l'exception de la légère augmentation chez Gtadur de l'ordre de 2,52%, la réduction a été de 9,23% chez Megress et de 18,23% chez Vitron.

Le poids des graines de Megress a été supérieur que celui de Vitron et celui de Gtadur a été le plus faible. Le stress a réduit de 7,59% le poids des graines, cette réduction été de 8,35%, et 20,8% chez Gtadur et Vitron alors que chez Megress une légère augmentation de 2,81% a été enregistré.

Le génotype Vitron a enregistré le rendement le plus élevé suivi par Gtadur et Megress successivement. L'inoculation a amélioré les rendements en grains avec une moyenne de 72,73%, et selon les génotypes l'amélioration a été de 230% chez Gtadur, 60,76% chez Vitron et 40% chez Megress. De l'autre côté, le stress a causé une réduction de 19,27% du rendement en grain, et cette réduction a a été de 7,52% chez Gtadur, de 3,85% chez Megress et de 35,52% chez Vitron.

6. Corrélations (Tableau 07)

Les caractères morphologiques des systèmes racinaire et aérien ont été positivement et significativement corrélés entre eux. En plus de sa corrélation avec ses composantes le nombre de graines par épi et le nombre d'épis, le rendement en grain a été positivement corrélé au poids frais et sec du système aérien, le nombre de talles, le nombre total d'épillets, les nombre d'épillets fertiles, le poids frais et sec des racines, le nombre de racines, la longueur des racines, le volume racinaire, la hauteur de la tige et la biomasse aérienne.

Le poids spécifique a été corrélé positivement avec le poids frais et sec du system aérien et le poids frais et sec des racines, le nombre de racines, la longueur des racines et le volume racinaire du système racinaire. Il a été aussi, comme le rendement en grain, négativement corrélé avec le taux de proline dans les racines. Le taux de la proline et des sucres solubles dans les racines ont été positivement corrélés entre eux. La teneur relative en eau a été positivement corrélée au poids frais du système aérien (Tableau 04). Le test de corrélation a montré aussi que les mesures liées aux CMA (TCT, TCA, TCV et DS) ont été positivement corrélées entre eux. En plus, ils ont eu une corrélation positive avec le rendement en grain et ses composantes le nombre d'épis par plante, le nombre de graines par épi à l'exception de DS pour ce dernier, comme ils ont été corrélés avec le poids frais et sec du système racinaire, le nombre de talles, le poids frais et sec des racines, et le nombre de racines.

Le TCT et TCA ont été positivement corrélés avec le poids des racines et le nombre d'épillets fertiles alors que le TCV n'a été corrélé qu'avec le nombre d'épillet fertiles. TCT, TCA, TCA ont été positivement corrélés avec la surface foliaire, la hauteur de la tige et la biomasse aérienne.

Tableau 06: Moyennes des paramètres agronomiques de différents traitements.

Traitement	BM	NE	NGE	NET	NEF	PMG	RG
Vitron (Vitron)	6,26	2,74	15,38	18,76	9,76	35,04	0,90
Gtadur (Gtd)	8,16	2,38	13,08	18,50	8,96	30,55	0,60
Megress (Meg)	5,38	1,88	9,30	16,51	6,79	52,97	0,65
LSD	1,02	0,56	1,58	1,46	1,85	4,59	0,18
Mycorhizé (M)	8,77	3,10	15,72	18,98	10,17	40,73	0,91
Non mycorhizé (NM)	4,43	1,56	9,45	16,87	6,83	38,30	0,53
Irrigué (W)	6,94	2,56	13,19	18,25	8,97	41,08	0,79
Stressé (S)	6,27	2,10	11,98	17,60	8,03	37,96	0,64
Gtd*M	12,34	3,75	19,33	20,75	11,67	34,02	0,92
Gtd*NM	3,98	1,00	6,83	16,25	6,25	27,08	0,28
Meg*M	6,67	2,50	11,75	17,00	8,50	46,11	0,70
Meg*NM	4,10	1,25	6,85	16,02	5,08	59,82	0,61
Vit*M	7,32	3,06	16,08	19,19	10,35	42,07	1,11
Vit*NM	5,21	2,42	14,67	18,33	9,17	28,00	0,69
LSD	1,44	0,79	2,24	2,07	2,62	6,49	0,26
Gtd*S	8,00	2,33	13,25	18,08	8,42	29,22	0,58
Gtd*W	8,32	2,42	12,92	18,92	9,50	31,88	0,62
Meg*S	4,69	1,50	8,85	16,10	6,67	53,70	0,64
Meg*W	6,07	2,25	9,75	16,92	6,92	52,23	0,67
Vit*S	6,12	2,48	13,83	18,60	9,02	30,96	0,70
Vit*W	6,41	3,00	16,92	18,92	10,50	39,11	1,09
LSD	1,44	0,79	2,24	2,07	2,62	6,49	0,26
M*W	9,19	3,39	16,06	19,17	10,61	42,64	1,02
M*S	8,36	2,82	15,39	18,79	9,74	38,83	0,79
NM*W	4,69	1,72	10,33	17,33	7,33	39,51	0,56
NM*S	4,18	1,39	8,57	16,40	6,33	37,09	0,49
LSD	1,18	0,64	1,83	1,69	2,14	5,30	0,21
Vit*NM*W	5,53 bcd	2,75 bc	15,50 bc	18,83 abcd	9,00 abc	34,28 cdef	0,75 bc
Vit*NM*S	4,89 cd	1,75 ab	13,83 cd	17,83 abcde	9,33 abc	21,73 g	0,63 bcd
Vit*M*W	7,29 bc	3,50 cd	18,33 ab	19,00 abcd	12,00 a	43,95 bc	1,43 a
Vit*M*S	7,35 b	3,25 cd	13,83 cd	19,38 abc	8,71 abc	40,19 bcd	0,78 b
Meg*NM*W	4,53 d	1,50 ab	7,50 f	15,83 de	6,00 cd	59,04 a	0,63 bcd
Meg*NM*S	3,67 d	1,00 a	6,20 f	16,20 cde	4,17 d	60,60 a	0,59 bcd
Meg*M*W	7,62 b	4,50 d	12,00 cd	18,00 abcde	7,83 abcd	45,42 b	0,70 bc
Meg*M*S	5,71 bcd	3,25 cd	11,50 de	16,00 cde	9,17 abc	46,80 b	0,69 bc
Gtd*NM*W	4,00 d	1,50 ab	8,00 ef	17,33 bcde	7,00 bcd	25,22 fg	0,31 cd
Gtd*NM*S	3,97 d	1,00 a	5,67 f	15,17 e	5,50 cd	28,95 efg	0,25 d
Gtd*M*W	12,65 a	2,50 bc	17,83 ab	20,50 ab	12,00 a	38,55 bcde	0,94 b
Gtd*M*S	12,02 a	3,50 cd	20,83 a	21,00 a	11,33 ab	29,49 defg	0,91 b
LSD	2,04	1,12	3,16	2,92	3,70	9,17	0,37

BM : Biomasse aérienne (g), NE : nombre des épis par plante, NGE : nombre de grains par épis, NET : nombre d'épillets par épis, NEF : Nombre d'épillets fertiles par épis, PMG : poids de milles graines (g), RG : rendement en grain par plante (g)

Tableau 04 : Corrélations significatives (P) entre les différentes mesures effectuées

V1 V2	r	P	V1 V2	R	P	V1 V2	r	P	V1 V2	R	P	V1 V2	r	P	V1 V2s	r	P
PFA PSA	0,92	0,000	PFR VR	0,94	0,000	NE PFR	0,83	0,000	NGE NT	0,72	0,009	TCT TCA	0,99	0,000	TCA RG	0,62	0,031
PFA NT	0,77	0,003	PSR HT	0,68	0,014	NE PSR	0,82	0,001	NGE NE	0,67	0,016	TCT TCV	0,98	0,000	TCA NET	0,59	0,045
PFA PFR	0,82	0,001	PSA NT	0,89	0,000	NE NR	0,78	0,003	NGE PFR	0,73	0,007	TCT SD	0,75	0,005	TCA NEF	0,67	0,016
PFA PFR	0,81	0,002	PFA BM	0,68	0,015	NE LR	0,8	0,002	NGE PSR	0,78	0,003	TCT PFA	0,7	0,012	TCV DS	0,72	0,009
PFA NR	0,65	0,022	NR LR	0,85	0,000	NE VR	0,68	0,015	NGE PFR	0,73	0,007	TCT PSA	0,77	0,004	TCV PFA	0,73	0,007
PFA LR	0,68	0,016	NR VR	0,7	0,011	NE HT	0,66	0,02	NGE NR	0,69	0,014	TCT NT	0,66	0,019	TCV PSA	0,83	0,000
PFA VR	0,74	0,006	NR HT	0,66	0,019	NE BM	0,59	0,045	NGE NR	0,68	0,015	TCT NE	0,82	0,001	TCV NT	0,73	0,006
PSA PFR	0,88	0,000	LR VR	0,73	0,007	NET NT	0,59	0,041	NGE VR	0,58	0,048	TCT LA	0,66	0,019	TCV NE	0,82	0,000
PSA PSR	0,91	0,000	LR HT	0,61	0,035	NET NE	0,58	0,048	NGE HT	0,93	0,000	TCT PFR	0,85	0,000	TCV LA	0,7	0,012
PSA NR	0,79	0,002	LR BM	0,58	0,046	NET PSA	0,65	0,022	NGE BM	0,83	0,000	TCT PSR	0,71	0,009	TCV PFR	0,88	0,000
PSA LR	0,79	0,002	BM HT	0,9	0,000	NET PFR	0,58	0,047	NGE NET	0,93	0,000	TCT NR	0,71	0,01	TCV PSR	0,74	0,006
PSA VR	0,81	0,002	PS PFA	0,73	0,007	NET PSR	0,62	0,032	NGE NEF	0,93	0,000	TCT NET	0,59	0,044	TCV BM	0,76	0,004
PSA HT	0,58	0,048	TRE PFA	0,71	0,01	NET HT	0,9	0,000	RG PFA	0,66	0,02	TCT NEF	0,66	0,019	TCV NGE	0,63	0,028
PSA BM	0,48	0,118	PS PSA	0,69	0,012	NET BM	0,85	0,000	RG NT	0,72	0,008	TCA TCV	0,96	0,000	TCV RG	0,58	0,05
NT PFA	0,89	0,000	LA LR	0,67	0,017	NET NEF	0,8	0,002	RG NE	0,66	0,02	TCA SD	0,72	0,009	TCV NEF	0,64	0,026
NT PSR	0,95	0,000	PS PFR	0,69	0,013	NEF NT	0,66	0,019	RG PFR	0,82	0,001	TCA PFA	0,67	0,018	DS PFA	0,67	0,017
NT NR	0,69	0,013	PS PSR	0,7	0,011	NEF NE	0,61	0,035	RG PSR	0,85	0,000	TCA PSA	0,72	0,008	DS PSA	0,76	0,004
NT LR	0,66	0,021	PS NR	0,68	0,016	NEF PFA	0,58	0,049	RG LR	0,71	0,009	TCA NT	0,61	0,036	DS NT	0,73	0,007
NT VR	0,89	0,000	PS LR	0,63	0,029	NEF PSA	0,64	0,025	RG VR	0,78	0,003	TCA NE	0,78	0,003	DS NE	0,69	0,012
PFR PSR	0,93	0,000	PS VR	0,72	0,008	NEF BM	0,77	0,004	RG RPC	-0,67	0,017	TCA LA	0,68	0,016	DS PS	0,68	0,016
PFR NR	0,79	0,002	PS RPC	-0,64	0,026	NEF HT	0,84	0,000	RG HT	0,81	0,001	TCA PFR	0,83	0,000	DS PFR	0,81	0,001
PFR LR	0,87	0,000	PS RG	0,71	0,01	NEF PFR	0,75	0,005	RG BM	0,63	0,027	TCA PSR	0,68	0,016	DS PSR	0,83	0,000
PFR VR	0,92	0,000	RPC SSC	0,6	0,041	NEF PSR	0,78	0,003	RG NGE	0,81	0,002						
PFR HT	0,69	0,013	NE PFA	0,88	0,000	NEF VR	0,65	0,021	RG NET	0,71	0,009						
PFR NR	0,82	0,001	NE PSA	0,92	0,000	NEF NR	0,65	0,023	RG NEF	0,77	0,00						
PFR LR	0,74	0,006	NE NT	0,77	0,003	NGE PSA	0,66	0,02	RG NR	0,81	0,00						

V : variable, r: Coefficient de corrélation, PFA : Poids frais, PSA: poids sec aérien, HT: hauteur de la tige, NT: nombre de talles, PFR: poids frais racinaire, PSR: poids sec racinaire, NR: nombre de racines, LR: longueur des racines, VR: volume des racines SF: Surface foliaire, PS: poids spécifique, TRE: teneur relative en eau, PRL: proline ans les feuille, RPC: Proline dans les racines, SSL: Sucres solubles dans les feuilles, SSR: sucres solubles dans les racines, BM: Biomasse aérienne (g), NE: nombre des épis par plante, NGE: nombre de graines par épis, NET: nombre d'épillets par épis, NEF: Nombre d'épillets fertiles par épis, PMG: poids de milles graines, RG: rendement en grain, TCT: Taux colonisation total, TCA: taux de colonisation arbusculaire, TCV: taux de colonisation vésiculaire, DS: Densité des Spores.

II.3. Discussion

1. Colonisation racinaire et densité des spores

Les taux de colonisation racinaires enregistrés peuvent être considérés élevés pour Gtadur et Megress et modérés pour Vitron (Becerra *et al.*, 2009). Bien que la spécificité entre les CMA et le plante hôte est modérée, mais elle existe (Eom *et al.*, 2000 ; Sepp *et al.*, 2019). Cette spécificité dépend de l'environnement (Öpik *et al.*, 2009), de l'espèce de la plante et même de la variété (Bertheau *et al.*, 1980, Tawaraya, 2003), ce qui explique la différence des taux de colonisation entre les 3 génotypes. Le déficit hydrique en affectant le statut nutritionnel de la plante hôte, a limité la formation de nouvelles arbuscules qui ont une vie éphémère causant une réduction par 12,57% de TCA. La stimulation de la sporulation par le déclin de l'humidité du sol (Jacobson, 1997, Becerra *et al.*, 2009) explique 20,17% d'élévation de la densité des spores dans le traitement stressé.

2. Mesures physiologiques

L'altération de la photosynthèse et des fonctions physiologiques reliées dans la feuille étandard durant la période de remplissage du grain est la cause des pertes du rendement à cause du stress (Bruce *et al.*, 2007; Zlatev et Lidon, 2012). L'évaluation de l'état de la feuille est essentiel pour estimer la sensibilité et/ou l'affectation de la plante par le stress et prévoir son effet sur le rendement. Le poids spécifique est présumé un indicateur de production (Basile, 1986) parce qu'il est corrélé à l'activité photosynthétique (Frey an Moss, 1976) et il est significativement et proportionnellement affecté par l'intensité du stress hydrique (Chahbar et Belkhodja, 2016). Son amélioration par l'inoculation (5,3%) dans notre étude, indique que les plantes inoculées ont été plus productives et moins affectées par le stress que les plantes non inoculées. La teneur relative en eau (TRE) reflète le statut hydrique de la feuille (Clarke et McCraig, 1982; Chaves *et al.*, 2002), elle est contrôlée par la balance entre l'absorption d'eau et sa perte par transpiration (Rachmilevitch *et al.*, 2006). Une TRE élevée chez les plantes inoculées suggère qu'elles sont moins affectées par le stress. Cette amélioration peut être attribuée à une meilleure absorption et/ou une réduction des pertes d'eau, en limitant la transpiration grâce à l'ajustement osmotique et le maintien de la turgescence cellulaire (Schonfeld *et al.*, 1988; Siddique *et al.*, 2000). Ces résultats sont en accord avec ceux de Porcel et Ruiz-Lozano (2004) et Mathur *et al.* (2018).

Un excès de production de la proline est commun chez les plantes exposées au stress (Carillo et Gibon, 2011). Elle sert comme un osmoprotecteur, une source nutritionnelle comme elle possède

aussi quelques fonctions régulatrices (Joyce *et al.*, 1992; Szabados et Savouré, 2010; Chun *et al.*, 2018). Sa production dans les tissus photosynthétiques justifie sa teneur élevée dans les feuilles que dans les racines. La faible teneur en proline dans les feuilles des plantes inoculées (29,37%) suggère qu'elles ont été moins stressées (Aroca *et al.*, 2008). Certaines études comme celles de Ruiz-Sánchez *et al.* (2011), Yooyongwech *et al.* (2013) et Chitarra *et al.* (2016) ont trouvé des résultats contradictoires. Toutefois, plusieurs d'autres ont trouvé que les CMA réduisent l'accumulation de la proline dans la plante hôte (Wu et Xia, 2006; Aroca *et al.*, 2008; Ruiz-Sánchez *et al.*, 2010; Bhosale et Shinde, 2011; Hazzoumi *et al.*, 2015).

La sécheresse généralement augmente la teneur en sucres solubles (Chaves et Oliveira, 2004), comme elle peut la réduire dans le cas d'une sécheresse sévère (Pinheiro *et al.*, 2001). Les sucres solubles agissent comme des osmoprotecteurs (Augé, 2001), interagissent avec les hormones, et modifient l'expression de certaines gènes liées à la photosynthèse (Chaves et Oliveira, 2004). Les teneurs enregistrées confirment que les CMA peuvent influencer la composition et l'abondance des solutés organiques, comme les sucres solubles dans notre cas (Porcel *et al.*, 2003; Sheng *et al.*, 2011). De nombreuses études ont rapporté que les plantes inoculées ont des concentrations plus élevées des sucres solubles par rapport aux plantes non mycorhizées (Paradis *et al.*, 1995; Wu et Xia, 2006; Zhu *et al.*, 2010b; Chen *et al.*, 2014), et ces rapports sont en accord avec nos résultats. Néanmoins, des résultats contradictoires ont été aussi trouvés dans d'autres études (Zhang *et al.*, 2010; Yooyongwech *et al.*, 2013).

3. Caractères morphologiques

La courte période entre l'application du stress et les mesures, en plus de son timing, n'ont pas été suffisants pour affecter le poids sec de la partie aérienne, le nombre de tiges, le nombre et la longueur de racines. L'amélioration de tous les caractères morphologiques du système aérien par les CMA confirme leur rôle dans la stimulation de la croissance (Thirkell *et al.*, 2017). La sécheresse a affecté les plantes non inoculées plus que les plantes inoculées, ce qui suggère que la colonisation racinaire par les CMA améliore la croissance dans toutes les conditions (Kucey et Janzen, 1987), la tolérance à la sécheresse et l'efficacité d'utilisation d'eau.

Les CMA améliorent l'accès aux réserves d'eau limitées dans le sol (Begaum *et al.*, 2019) directement par la voie des hyphes extraracinaires avec une surface d'absorption plus importante (Li *et al.*, 2013) et avec un coût carbonique réduit (Jansa *et al.*, 2003; Jakobsen *et al.*, 2005; Schnepf *et al.*, 2008) ce qui améliore l'efficacité d'absorption d'eau et des nutriments. Les CMA aussi peuvent

induire des modifications morphologiques et physiologiques dans les racines (Fusconi, 2014), ainsi que les caractéristiques physicochimiques du sol (Cavagnaro, 2008). En plus, les CMA améliore la tolérance à la sécheresse par des modifications dans les tissus et les organes aériens (Bárzana *et al.*, 2012), telles que les signaux hormonaux (Ruíz-Sánchez *et al.*, 2010; Fan et Liu, 2011), l'ajustement osmotique, les échanges gazeux, l'efficacité d'utilisation d'eau, la protection contre le stress oxydatif (Rapparini et Peñuelas, 2014), l'amélioration du potentiel hydrique des feuilles, la conductance stomatique et le taux de la transpiration et de la photosynthèse (Ruiz-Lozano et Azcón, 1995; Zhu *et al.*, 2012). En conséquence, le système aérien et le système racinaire présentent une croissance améliorée. Nos résultats sont consistants avec ceux de nombreuses études (Al karaki *et al.*, 2004; Garmendia *et al.*, 2017; Thirkell *et al.*, 2017; Bernardo *et al.*, 2019).

4. Caractères agronomiques

Les résultats des mesures agronomiques confirment les résultats précédents et montrent que les CMA ont amélioré la biomasse aérienne, le rendement en grain et ses composantes le nombre d'épis et le nombre de grain par épi (fertilité de l'épi). Ces résultats sont en accord avec d'autres études similaires sur l'effet de l'inoculation par les CMA (Pellegrino *et al.*, 2015; Manske *et al.*, 2000; Panwar, 1993). Ceci suggère que l'exploitation des CMA peut être une approche effective pour améliorer de manière durable la production de blé dur (Wu, 2017), surtout en agriculture biologique (Begum *et al.*, 2019).

5. Corrélations

Comme ils sont interdépendants, tous les paramètres de croissance ont été positivement corrélés entre eux. Une longueur racinaire élevée améliore l'absorption d'eau et contribue au bon développement de la feuille (surface foliaire). Aussi en étant un organe du système aérien, l'hydratation de la feuille (TRE) dépend de l'hydratation du système entier (poids frais du système aérien). La corrélation positive entre le poids spécifique et les paramètres de croissance confirme sa désignation comme indice de productivité (Basile, 1986). L'accumulation de la proline est liée au stress ce qui explique la corrélation négative avec le poids spécifique et le rendement en grains.

TCA et TCV étant une partie de TCT explique la corrélation positive entre eux et la colonisation par les CMA accroît aussi le nombre de spores (DS) produits par ces racines.

La corrélation positive entre les TCR et les paramètres de croissance, la fertilité de l'épi et le rendement confirme encore l'effet positif des CMA dans la stimulation de la croissance, l'efficacité d'utilisation d'eau et la tolérance à la sécheresse.

6. Dépendance géotypiques

Les résultats enregistrés montrent que le géotype a influencé les taux de colonisation racinaires et l'environnement, le stress hydrique dans notre cas, a affecté la forme symbiotique de la colonisation (TCA). La réponse de plusieurs paramètres étudiés à l'inoculation a varié entre les géotypes. La réponse à l'inoculation par la biomasse aérienne par exemple montre que Gtadur et Megress qui ont enregistré les TCT les plus élevés ont des réponses (202.94% et 61.88% successivement) supérieures à celle de Vitron (39.97%) qui a enregistré le TCR le plus faible. La réponse de Gtadur et Megress a été légèrement supérieure en conditions de stress qu'aux conditions d'irrigation (absence de stress) à l'opposé de Vitron qui a eu une réponse sous stress supérieure à celle sous régime irrigué. Ces résultats suggèrent l'existence d'une spécificité entre les CMA et le géotype. Cette spécificité a influencé la colonisation racinaire et la réponse à l'inoculation et de manière proportionnelle. Ces résultats suggèrent aussi qu'autant à l'importance de la spécificité CMA-espèce pour atteindre une réponse considérable (Ortaş *et al.*, 2017), la spécificité CMA-géotype est aussi importante (Baum *et al.*, 2015). Nombreux auteurs ont supposé que cette spécificité peut être attribuée aux caractères des racines (Newsham *et al.*, 1995; Smith et Read, 2008; Baon *et al.*, 1994; Declerck *et al.*, 1995; Schweiger *et al.*, 1995; Jakobsen *et al.*, 2005). Un système racinaire avec une faible longueur et densité et relativement un large diamètre est supposé de mieux profiter de cette symbiose (Brundrett, 2002; Fitter, 2004; Smith et Read, 2008). Cependant, les résultats d'une méta-analyse faite par Maherali (2014) n'ont pas appuyé cette proposition. De Vita *et al.* (2018) a suggéré l'existence d'une base génétique pour cette spécificité comme il a identifié certaines protéines qui peuvent être impliquées dans cette spécificité.

La réponse à l'inoculation est variable allant d'une réponse négative à une réponse positive (Maherali, 2014; Ellouz, 2015). Nos résultats suggèrent que le taux de colonisation racinaire peut être utilisé comme indicateur sur la réponse à la colonisation par les CMA (Köhl *et al.*, 2016) comme il peut être utilisé comme un critère de sélection pour la compatibilité des géotypes de blé dur avec les CMA (Singh *et al.*, 2012). Cette spécificité de réponse dépend aussi des conditions de l'environnement tel que la présence du stress hydrique dans notre étude.

Une considération doit être apportée à la spécificité CMA-géotype pour leur affinité et fonctionnement dans le développement de nouveaux géotypes pour le futur (Thirkell *et al.*, 2019), par l'amélioration des taux de colonisation racinaire et la réponse de la plante par l'exploration de la variabilité génétique existante (De Vita *et al.*, 2018). L'utilisation de la combinaison appropriée entre

le géotype de blé dur et les CMA natifs et/ou introduits avec la considération des conditions de l'environnement peuvent améliorer la production de blé dur et sa durabilité.

II.4. Conclusion

La colonisation racinaire par les CMA chez Gtadur et Megress a été supérieure à celle chez Vitron, et le déficit hydrique a affecté la forme symbiotique de la colonisation (TCA) et stimulé la sporulation.

L'inoculation par les CMA a amélioré la croissance et l'efficacité d'utilisation d'eau dans les conditions d'irrigation et de déficit hydrique. L'inoculation avec les CMA a amélioré la tolérance au déficit hydrique cette amélioration s'est manifesté par une faible teneur en proline, et une augmentation dans la teneur en sucres solubles, la surface foliaire, la teneur relative en eau, le poids spécifique, la biomasse, fertilité d'épi et le rendement en grain.

La réponse à l'inoculation par les CMA a varié en fonction du géotype suggérant l'existence d'une spécificité CMA-géotype qui peut jouer un rôle clé dans la bonification de cette symbiose.

Tester l'inoculation en plein champs et en différentes conditions pédoclimatiques, en tenant en considération les CMA endémiques, utilisation de différentes sources d'inoculum et plus de géotypes peuvent confirmer les résultats obtenus et/ou déterminer les limites d'application.

III. Effet de l'inoculation par les CMA sur le développement de blé dur en plein champs

L'objectif de cette étude est d'évaluer l'effet de l'inoculation par les CMA sur cinq (5) génotypes de blé dur en plein champs dans trois environnements en zone semi-aride.

1. Matériels et méthodes

1.1. Installation et conduction des essais

Trois essais ont été conduits dans le campus Elbaz à l'UFAS1 durant les saisons 2018/2019 et 2019/2020. Durant la saison 2018/2019, le premier essai (E1) a été conduits en culture pluviale alors que durant la saison 2019/2020, un essai (E2) a reçu des irrigations et l'autre (E3) a été conduit en culture pluviale.

L'inoculation a été testée sur 5 génotypes: Megress, Bousselem, Waha, Vitron et Gtadur. L'inoculum utilisé a été TEMIS®, un produit de Inoculumplus (www.inoculumplus.eu) qui contient en plus d'un support minéral, 5 espèces de CMA. Les semences mouillées ont été enrobées par l'inoculum en poudre juste avant le semis.

Le semis a été fait manuellement, chaque parcelle unitaire est constituée de 6 lignes de 1,5 m de longueur et 0,18 m d'interligne. La dose de semis a été calculée pour un peuplement de 300 plants/m². Le dispositif adopté est un dispositif en bloc aléatoire complet avec 3 répétitions (blocs).

Les parcelles des essais ont été préparées par un labour suivi par des façons superficielles pour préparer le lit de semis. Les essais ont reçu 80 kg/ha de MAP (12% N 52% P) et 100 kg/h de l'urée (46% N) en deux apports, le premier au stade plein tallage et le deuxième au stade montaison. Le désherbage a été fait manuellement au fur et à mesure des visites aux expérimentations.

1.2. Condition climatiques

La quantification des précipitations ainsi que les apports par irrigation ont été présentés dans les courbes ombrothermiques (Fig. 02).

1.3. Mesures effectuées

1.3.1. Taux de colonisations racinaires

Des échantillons de racines ont été nettoyés avec de l'eau, éclaircis dans une solution de KOH (10%), puis colorés par une solution d'encre (Scheffer noir) (5%) et d'acide acétique (5%) suivant la méthode de (Vierheilig *et al.*, 1998). Le taux de colonisation total (TCT) ainsi que arbusculaire (TCA)

et vasculaire (TCV) sont calculés par l'observation microscopique de 3 lames contenant 15 fragments racinaires chacune, suivant la méthode décrite par McGoiggle *et al.* (1990).

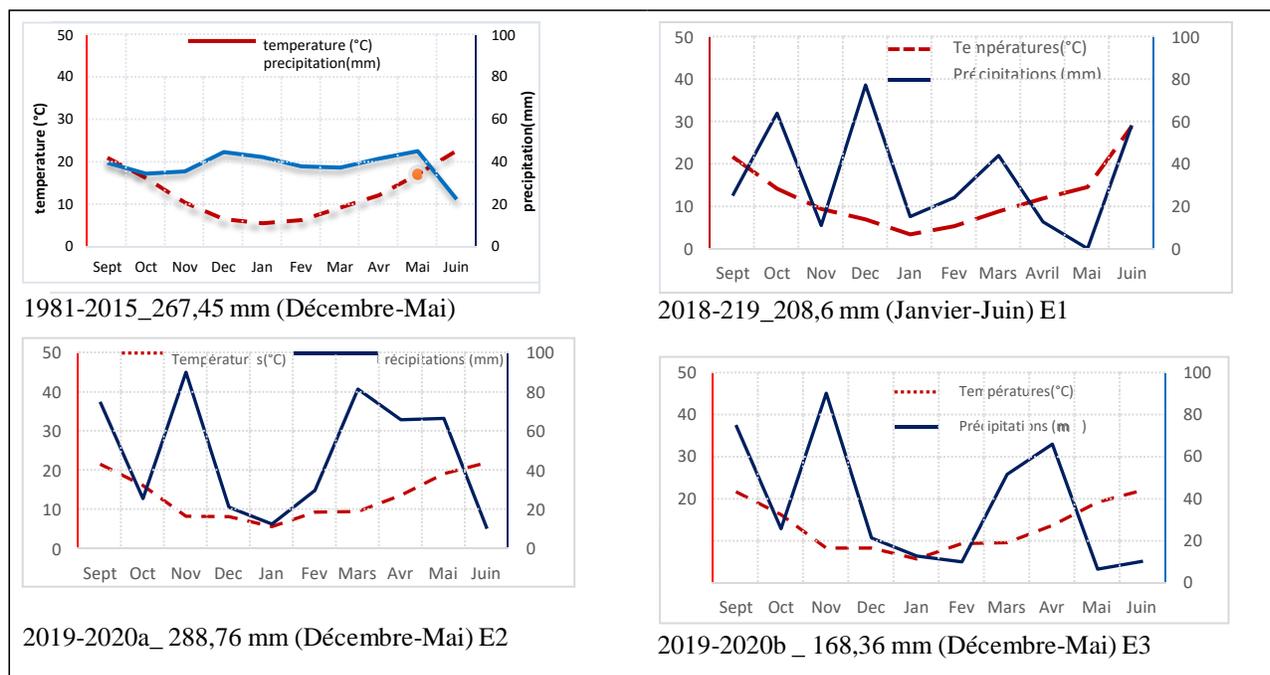


Fig. 01: Courbes embrothémiques des campagnes : 2018-2019, 2019-2020a, 2019-2020b, et la moyenne de la période 1981-2015 (ONM, 2020).

1.3.2. Caractères morphologiques et physiologiques

Au stade floraison, les mesures suivantes ont été effectuées sur des feuilles étendards: La teneur relative en eau TRE (%) (Barrs et Weatherley, 1962), La surface foliaire SF (cm²) (Schneider *et al.*, 2012), Le poids spécifique PS (mg/cm²) et la teneur en sucres solubles (Dubois *et al.*, 1956). La hauteur de la tige a été aussi mesurée.

1.3.3. Caractères agronomiques

A la maturité, les plants de 1 m linéaire au centre des parcelles élémentaires ont été moissonnés et les mesures suivantes ont été faites: Le nombre d'épis puis converti en nombre d'épis par m² (NE), le nombre d'épillets par épi (NET), le nombre d'épillets fertiles par épi (NEF), le nombre de grains par épi (NGE), le poids de la biomasse aérienne puis convertie en tonnes par hectare (BM t/ha) et le rendement en grains puis converti en tonnes par hectare (RG t/ha).

1.4. Analyse des données

A l'aide du logiciel XLSTAT 2019, la signification des effets des facteurs étudiés (Inoculation, Génotype) et leurs interactions sur les différents paramètres mesurés a été testée par un test ANOVA

dans chacun des environnements (E1, E2, E3) et dans l'ensemble des 3 environnements (3E). La comparaison entre les moyennes de différents traitements a été faite par le test LSD.

2. Résultats

2.1. Colonisation racinaires

Dans l'essai E1, le TCT a été significativement influencé par le génotype, l'inoculation et leur interaction, le TCA a été significativement influencé par le génotype et l'inoculation et le TCV a été significativement influencé par le génotype et l'interaction (génotype*inoculation) (Tableau 08).

Tableau 08 : Moyennes des taux de colonisation racinaires par les CMA de 5 génotypes de blé dur inoculés (M) et non inoculés (NM) dans 3 environnements (E1, E2, E3) en zone semi-aride et la signification (P) des effets de Génotype, Inoculation, bloc et (génotype x inoculation).

		E1			E2			E3		
Traitements		TCT	TCA	TCV	TCT	TCA	TCV	TCT	TCA	TCV
Bousselem	M	72,50 a	63,06 ab	50,00 a	77,04 ab	72,59 abc	43,70 a	70,37 bcd	68,15 bc	12,59 b
	NM	68,61 ab	61,67 abc	41,67 abc	66,67 bc	59,26 cd	38,52 ab	52,59 f	52,59 d	9,63 b
Gtadur	M	70,09 a	66,67 a	19,91 d	65,93 bcd	62,96 bcd	22,22 cd	81,48 a	80,74 a	36,30 a
	NM	74,35 a	68,61 a	33,33 bc	60,00 cd	57,78 d	24,44 bcd	64,44 cde	61,48 bcd	14,81 b
Megress	M	69,72 a	56,11 bcd	50,00 a	81,48 a	80,00 a	29,63 abc	72,59 abc	72,59 ab	9,63 b
	NM	59,72 c	48,61 e	39,44 abc	54,81 d	53,33 d	16,30 cd	59,48 ef	59,26 cd	6,67 b
Vitron	M	73,89 a	65,83 a	36,94 bc	80,00 a	74,07 ab	31,85 abc	78,52 ab	71,85 ab	35,56 a
	NM	70,83 a	54,72 cde	43,89 ab	67,41 bc	62,96 bcd	25,19 bcd	60,22 def	60,00 cd	15,56 b
Waha	M	68,61 ab	63,89 a	31,39 c	66,67 bc	65,19 bcd	13,33 d	64,44 cde	62,96 bcd	17,78 b
	NM	63,33 bc	54,44 de	43,89 ab	54,50 d	53,29 d	10,90 d	65,93 cde	65,93 bc	11,11 b
LSD		6,32	7,2	11,26	11,25	13,95	16,05	10,51	11,27	14,3
Facteurs		Signification (P)								
Génotype (G)		0,00	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,15	0,04	0,13	0,00
Inoculation (I)		0,02	0,00	0,26	0,01	0,24	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,00
Bloc		0,39	0,70	1,00	0,30	0,42	0,58	0,23	0,37	0,25
G*I		0,04	0,07	0,01	0,13	0,27	0,69	0,06	0,08	0,17

Moyennes avec la même lettre ne sont différentes, TCT (%): taux de colonisation total, TCA (%): taux de colonisation arbusculaire, TV (%): taux de colonisation vésiculaire.

L'inoculation a augmenté TCT et TCA avec les taux de 5,33% et 9,55%, alors que le TCV a décliné de 6,91%. L'amélioration de TCT a varié en fonction de génotype; Megress a enregistré l'augmentation la plus importante avec 16,74%, suivi par Waha, Bousselem, et Vitron avec 8,33, 5,67 et 4,31% successivement, alors que le TCT de Gtadur a diminué de 5,73%. L'effet de l'inoculation sur le TCV aussi a varié aussi en fonction du génotype, les TCV de Megress et

Bousselem ont enregistré des augmentations de 26,76% et 20,00% alors des diminutions de 40,28, 15,82, et 28,48% ont été enregistrées chez Gtadur, Vitron et Waha successivement (Tableau 08).

Dans l'essai E2, l'inoculation a significativement influencé le TCT et le TCA mais pas le TCV (Tableau 08). L'effet de l'inoculation a été positif sur TCT, TCA et TCV qui ont augmentés avec les taux 22,32, 23,79 et 22,02% successivement. Le génotype a influencé significativement le TCT et le TCV mais pas le TCA. Bousselem, Vitron et Megress ont enregistré les TCT les plus élevés: 73,70, 71,85, et 68,15% successivement alors que Megress et Waha ont enregistré des TCT moins importants : 62,96% et 60,58% successivement. Les TCA ont varié entre 59,24% (Waha) et 68,52% (Vitron). Selon le test LSD, Les TCV enregistrés ont répartis les génotypes sur 3 groupes, le premier contient Bousselem (41,11%), les deuxième contient Vitron (28,52%), Gtadur (23,33%), et Megress (22,96%), et ces 2 derniers partagent le 3^{ème} groupe avec Waha (12,12%). L'effet de l'interaction (Inoculation*Génotype) n'a pas été significative dans E2.

Dans l'essai E3, l'effet de l'inoculation a été significatif sur les TCT, TCA et TCV, l'effet de génotype a été significatif sur TCT et TCV alors que l'effet (Inoculation*Génotype) sur TCT et TCA n'a pas atteint le seuil de signification ($p=0,06$, $p=0,08$). L'inoculation a augmenté les TCT, TCA et TCV par 21,39, 19,06 et 93,59 % successivement. Gtadur a enregistré TCT le plus élevé (72,96%) suivi par Vitron, Megress, Waha qui ont enregistré 69,37, 66,04, et 65,19% successivement, et le TCT le plus faible (61,48%) a été enregistré par Bousselem. Les TCA ont varié entre 60,37% (Bousselem) et 71,11% (Gtadur). Gtadur (25,56%) et Vitron ont enregistré les TCV les plus élevés alors que Waha, Bousselem et Megress ont enregistré les TCV les plus faibles.

Sur l'ensemble des 3 environnements, le facteur environnement a eu un effet significatif sur les deux formes de colonisation racinaire arbusculaire (TCA) et vésiculaire (TCV) mais pas sur le TCT. Les TCA dans les essais E2 (64,14%) et E3 (65,56%) ont été supérieurs aux TCA dans l'essai E1 (60,36%). Tandis que le TCV des 3 environnements E1, E2, et E3 successivement ont été 39,05, 25,61 et 16,96%. L'effet de génotype a été significatif sur les TCT et les TCV alors que son effet sur le TCA n'a pas atteint le seuil de signification ($p=0,08$). Selon le test LSD, les TCT des génotypes ont été répartis sur 3 groupes homogènes, le 1^{er} contient Vitron (71,81%) et Gtadur (69,38), le 2^{ème} contient Gtadur, Bousselem (67,96%) et Megress (66,3%) et ce dernier partage le 3^{ème} groupe avec Waha (63,91%). Les TCA enregistrés ont été 62,89, 66,37, 61,65, 64,91 et 60,95% pour les génotypes Bousselem, Gtadur, Megress, Vitron et Waha successivement. Alors que les TCV des génotypes ont été répartis sur 2 groupes homogènes, Bousselem (32,69%) et Vitron (31,50 %) dans le 1^{er} groupe et

Megress (25,28 %), Gtadur (25,17 %) et Waha (21,40 %) dans le 2^{ème} groupe (Tableau 09). Sur l'ensemble des environnements, l'inoculation a eu un effet positif sur les TCT, TCA et TCV qui ont enregistré des augmentations par 15,95, 17,48 et 17,45% successivement. L'effet de l'(inoculation*environnement) a été significatif sur les 3 mesures TCT, TCA et TCV. Les augmentations de TCT et TCA ont été 5,3% et 9,5% dans E1, 22,3% et 23,8% dans E2 et 21,4% et 19,1% dans E3, alors que TCV a décliné par 6,9% dans E1 et augmenté par 22 % dans E2 et par 93,6% dans E3. L'effet de l'inoculation*génotype a été aussi significatif sur les TCT et les augmentations des TCT ont été par 8,69, 9,41, 17,05, 17,10, et 28,61% pour les génotypes Waha, Gtadur, Bousselem, Vitron et Megress successivement. Les variations des TCT, TCA, et TCV ont été également significativement influencées par l'interaction (environnement*génotype) et ces variations d'un environnement à l'autre, n'ont pas été similaires pour les différents génotypes (Tableau 09).

Tableau 09: Moyennes des taux de colonisation racinaires par les CMA de 5 génotypes de blé dur inoculés et non inoculés dans 3 environnements en zone semi-aride et la signification (P) des effets de Génotype (G), Inoculation (I), bloc et G* I, Environnement (E), (E*G), (E * I), (E*G* I).

Génotype	Inoculation	TCT (%)	TCA (%)	TCV (%)
Bousselem	Inoculé	73,30 a	67,93 abc	35,43 a
	Non inoculé	62,62 bc	57,84 ef	29,94 ab
Gtadur	Inoculé	72,50 a	70,12 ab	26,14 bc
	Non inoculé	66,27 b	62,62 cde	24,20 bc
Megress	Inoculé	74,60 a	69,57 ab	29,75 ab
	Non inoculé	58,01 c	53,73 f	20,80 c
Vitron	Inoculé	77,47 a	70,59 a	34,78 a
	Non inoculé	66,15 b	59,23 def	28,21 abc
Waha	Inoculé	66,57 b	64,01 bcd	20,83 c
	Non inoculé	61,25 bc	57,89 ef	21,97 c
LSD (0.05)		5,35	6,12	7,55
Facteurs		Signification (P)		
Génotype		0,00	0,08	< 0,001
Inoculation		< 0,001	< 0,001	0,01
Bloc		0,14	0,45	0,23
Génotype * Inoculation		0,03	0,21	0,36
Environnement		0,30	0,01	< 0,001
Environnement * Génotype		0,00	0,00	< 0,001
Environnement * Inoculation		0,00	0,05	0,01
Environnement * Génotype * Inoculation		0,04	0,04	0,03

Moyenne avec la même lettre ne sont pas différentes, TCT: taux de colonisation total, TCA: taux de colonisation arbusculaire, TCV: taux de colonisation vésiculaire.

2.2. Paramètres morphologiques et physiologiques

L'analyse de la variance des différents paramètres morphologiques et physiologiques (Tableau 10) montre que dans l'essai E1, l'inoculation a significativement amélioré de 6,18% la TRE, de 5,77% le PS et de 71,96% le sucres solubles (SS) et le génotype à son tour a eu une influence significative sur la TRE et les SS. Bousselem, Vitron, et Waha qui forment un groupe homogène ont enregistré des valeurs TRE supérieures à celles de Gtadur, Megress et Bousselem qui forment un 2^{ème} groupe homogène. Megress a enregistré la teneur SS la plus élevée et forme un groupe homogène avec Vitron et Waha, et ce dernier partage le 2^{ème} groupe avec Bousselem et Gtadur. L'interaction (inoculation*génotype) a eu un effet significatif sur les SS suggérant une variabilité des variations des SS suite à l'inoculation entre les génotypes. L'augmentation des SS a été importante chez Bousselem et Gtadur (168,15%, 158,67%), intermédiaire chez Waha (66,54%) et moins importante chez Megress et Vitron (29,75%, 28,34%). Dans l'essai E2, l'inoculation n'a eu aucun effet significatif direct sur les mesures physiologiques et morphologiques, cependant son interaction avec le génotype a eu un effet significatif sur les SS. Le bloc a eu aussi un effet significatif sur le SS.

Tableau 10 : Moyennes de paramètres morphologiques et physiologiques chez 5 génotypes de blé sur inoculés (M) et non inoculés (NM) par les CMA dans 3 environnements (E1, E2, E3) en zone semi-aride et signification (P) des effets de l'inoculation, de génotype et de leur interaction sur ces paramètres.

		E1					E2					E3				
G	M	TRE	SF	PS	SS	HT	TRE	SF	PS	SS	HT	TRE	SF	PS	SS	HT
Bous	M	88,54 a	22,52 abc	3,81 ab	148,23 a	49,50 ab	87,16 a	25,69 ab	5,40 ab	207,26 a	78,25 b	78,37 ab	17,05 abc	6,34 ab	114,51 ab	70,27 ab
	NM	87,82 a	21,39 abc	4,38 ab	55,28 e	46,67 ab	79,37 a	29,16 ab	6,97 a	132,56 b	80,78 ab	75,41 ab	18,52 ab	4,85 b	98,06 ab	73,33 a
Gtd	M	86,12 a	17,81 bc	3,79 ab	144,13 ab	54,67 a	82,93 a	24,13 b	6,32 ab	131,11 b	93,67 a	75,53 ab	16,35 abc	5,24 ab	86,25 b	71,00 ab
	NM	79,50 bc	17,70 bc	2,89 b	55,72 e	50,33 ab	85,24 a	28,99 ab	5,11 ab	163,80 ab	84,33 ab	71,13 b	14,03 bc	5,22 ab	102,79 ab	69,44 ab
Meg	M	87,38 a	20,96 abc	3,49 ab	148,85 a	54,33 a	87,22 a	27,83 ab	5,92 ab	146,76 b	78,33 b	78,83 ab	19,80 a	4,85 b	107,19 ab	72,67 ab
	NM	75,87 c	16,55 c	4,28 ab	114,72 bcd	48,17 ab	81,43 a	24,90 ab	6,38 ab	138,04 b	80,67 ab	83,72 a	18,76 ab	4,41 b	107,10 ab	69,22 ab
Vitron	M	89,71 a	18,41 abc	4,77 a	142,60 abc	44,75 b	83,76 a	32,18 ab	6,06 ab	151,21 b	82,14 ab	75,61 ab	15,52 abc	6,50 ab	101,72 ab	67,00 b
	NM	84,83 ab	22,10 abc	3,25 ab	111,10 cd	44,72 b	85,84 a	32,64 a	4,87 b	177,03 ab	77,00 b	78,88 ab	17,00 abc	6,08 ab	123,04 a	68,11 ab
Waha	M	88,54 a	24,95 ab	4,05 ab	142,30 abc	52,17 ab	85,17 a	26,29 ab	6,85 ab	153,94 b	81,75 ab	85,16 a	12,70 c	7,45 a	121,71 ab	73,67 a
	NM	86,64 a	26,01 a	4,01 ab	85,45 de	51,11 ab	85,54 a	27,84 ab	5,27 ab	153,32 b	77,33 b	80,48 ab	17,07 abc	4,74 b	97,47 ab	73,33 a
LSD (0.05)		6.16	8.16	1.64	31.84	9.22	9.57	5.88	1.99	49.56	14.72	10.21	5.33	2.34	35.6	6.31
Facteurs		Signification (P)														
Inoculation(In)		0,00	0,92	0,54	< 0,001	0,16	0,40	0,41	0,37	0,63	0,38	0,73	0,50	0,07	0,94	0,87
Génotype (G)		0,01	0,08	0,66	0,03	0,12	0,97	0,21	0,78	0,46	0,26	0,09	0,12	0,29	0,63	0,12
Bloc		0,75	0,63	0,84	0,35	0,76	0,04	0,02	0,93	0,01	0,10	0,52	0,20	0,43	0,72	0,18
In*G		0,12	0,68	0,23	0,02	0,86	0,40	0,69	0,13	0,04	0,71	0,51	0,41	0,49	0,28	0,62

Les moyennes avec la même lettre ne sont différentes, TRE: teneur relative en eau (%), SF: Surface foliaire (cm²), PS: poids spécifique (mg/cm²), SS: teneur en sucres solubles (mg/g), HT: hauteur de la tige (cm), Bous: Bousselem, Gtd: Gtadur, Meg: Megress, Vit: Vitron, W: Waha.

L'inoculation a amélioré les SS chez Bousselem (56,35%), Megress (06,31%) et Waha (0,41%) alors que des diminutions ont été enregistrées chez Gtadur (-19,95%) et Vitron (-14,58%). Dans l'essai E3, malgré une amélioration de 20% du PS l'effet de l'inoculation n'a pas atteint le seuil de signification ($p=0,07$). L'inoculation n'a eu aucun effet significatif sur les paramètres physiologiques et morphologiques dans l'essai E3.

L'analyse de la variance combinée pour les trois environnements (Tableau 11) montre que l'environnement a eu un effet significatif sur l'ensemble des mesures. Ceci indique l'importance des conditions de la croissance sur l'ensemble des paramètres étudiés. E2 a été supérieur pour l'ensemble des paramètres, et les rendements enregistrés indiquent que cet environnement a été plus favorable à la croissance et la production. La TRE dans E2 a été similaire à celle de E1 et les deux ont été supérieures à celle de E3, la SF dans E2 a été la plus élevée suivi par la SF de E3 puis la SF de E1, le PS dans E2 a été le plus élevé avec celui de E3 et les deux ont été supérieurs au PS dans E1, la teneur en SS dans E2 a été supérieure aux celles de E1 et E3, et la HT dans E2 a été aussi supérieure à celle de E3 suivie par celle de E1 en dernier.

Tableau 11 : Signification (P) des effets de Génotype (G), Inoculation (I), bloc et G* I, Environnement (E), E*G, E*I, E*G* I sur les paramètres morphologiques et physiologiques.

Facteurs	TRE(%)	SF(cm ²)	PS(mg/cm ²),	SS(mg/g)	HT(cm)
Environnement	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Inoculation	0,02	0,43	0,04	< 0,001	0,15
Génotype	0,08	0,22	0,44	0,23	0,04
Bloc	0,14	0,01	0,77	0,27	0,06
Environnement*Inoculation	0,26	0,75	0,43	< 0,001	0,64
Environnement*Génotype	0,18	0,03	0,51	0,46	0,35
Génotype * Inoculation	0,75	0,41	0,11	0,01	0,71
Environnement*Génotype* Inoculation	0,22	0,86	0,35	0,25	0,88

TRE: teneur relative en eau, SF : Surface foliaire, PS : poids spécifique SS : teneur en sucres solubles, HT : hauteur de la tige

Le génotype a eu un effet significatif sur la HT où les moyennes ont varié entre 63,95 cm (Vitron) et 70,57 cm (Gtadur), et l'interaction (environnement*génotype) a influencé la SF parmi les paramètres morphologiques et physiologiques (Tableau 11).

L'inoculation a significativement influencé la TRE, le PS et les SS parmi les paramètres morphologiques et physiologiques, et l'effet (inoculation* génotypes) sur les SS a été aussi significatif. L'inoculation a amélioré la TRE par 3,15%, le PS par 10,86%, et les SS par 19,43%. L'amélioration des SS a varié en fonction de génotype, à l'exception de Vitron qui a enregistré une

diminution par 3,8%, le reste des génotypes à savoir Bousselem, Gtadur, Megress et Waha ont enregistré des augmentations de 64,74, 12,16, 11,93 et 24,31% successivement.

2.3. Paramètres agronomiques

Dans l'essai E1, l'effet génotypique a été significatif sur le NGE, le NET, le NEF, le PMG, la BM, et le RG. L'inoculation a significativement augmenté le PMG, la BM et le RG par avec les taux 5,82%, 15,14% et 15,41% successivement. Le bloc a eu un effet significatif sur la BM, le RG et le PMG, et l'effet de l' (inoculation*génotype) a été significatif sur le NE, le NET, le NEF et le PMG (Tableau 12). Le NGE chez Gtadur (37,75) a été supérieur aux autres génotypes qui forment un groupe homogène à part. Gtadur a été aussi le premier pour le NET suivi par Vitron, Bousselem et Waha qui forment le 2^{ème} groupe homogène, alors que Bousselem et Megress forment le 3^{ème} groupe homogène. Gtadur partage le 1^{er} groupe avec Waha pour le NEF, le 2^{ème} groupe comporte Waha et Vitron, et le 3^{ème} groupe contient Bousselem et Megress. Le PMG de Megress (48,3 g) a été le plus élevé dans le 1^{er} groupe, le 2^{ème} groupe est formé de Bousselem, Waha et Gtadur, et Gtadur partage le 3^{ème} groupe avec Vitron (42,1 g). Gtadur et Megress forment le 1^{er} groupe homogène pour la BM, Vitron et Waha le 2^{ème} groupe et ce dernier partage le 3^{ème} groupe avec Bousselem qui a enregistré la BM moyenne la moins importante.

Tableau 12 : Moyennes des paramètres agronomiques de 5 génotypes de blé dur avec et sans inoculation par les CMA dans E1 et signification (P) des effets de l'inoculation, de génotype et de leur interaction.

Traitement	NE	NGE	NET	NEF	PMG	BM	RG	IR
Bousselem M	278,89 b	26,33 c	18,33 cd	14,83 cd	47,20 ab	6,76 cde	2,69 def	0,40 ab
NM	296,30 b	30,44 bc	18,44 bcd	15,06 bcd	43,46 cd	5,37 e	2,21 f	0,41 ab
Gtadur M	279,01 b	41,33 a	19,50 ab	16,83 a	46,28 b	9,21 a	3,78 ab	0,41 ab
NM	373,46 a	34,17 b	20,00 a	16,83 a	41,57 de	8,28 ab	3,52 abc	0,43 ab
Megress M	330,56 ab	32,33 bc	17,00 e	13,83 d	47,00 ab	9,05 ab	3,84 a	0,43 a
NM	300,06 b	28,33 bc	18,33 cd	14,33 d	49,60 a	8,88 ab	3,57 abc	0,40 ab
Vitron M	267,31 b	32,67 bc	19,67 a	16,42 abc	44,60 bc	7,71 bcd	3,05 cde	0,40 ab
NM	308,33 ab	27,33 c	17,50 de	14,17 d	39,60 e	6,56 de	2,53 ef	0,38 b
Waha M	324,43 ab	31,00 bc	19,00 abc	16,67 ab	44,80 bc	8,19 abc	3,20 bcd	0,39 ab
NM	288,30 b	31,78 bc	18,89 abc	16,17 abc	43,00 cd	6,44 de	2,51 ef	0,39 ab
LSD	65,74	6,79	1,16	1,73	2,66	1,64	0,58	0,04
Facteur	Signification (P)							
Génotype (G)	0,35	0,00	< 0,001	0,00	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,23
Inoculation (I)	0,23	0,13	0,79	0,29	< 0,001	0,00	00,00	0,73
Bloc	0,00	0,10	0,64	0,28	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,86
I*G	0,048	0,13	0,00	0,18	0,00	0,59	0,79	0,51

NE: nombre d'épis par m², NGE: Nombre de grain par épi, NET: nombre d'épillets total, NEF: Nombre d'épillets fertiles, PMG: Poids de milles graines (g), BM: Biomasse (T/ha), RG: Rendement en grain (T/ha), IR: Indice de récolte, M: Inoculé, NM: Non inoculé

Le RG (t/ha) de Gtadur (3,65) et Megress (3,71) ont été supérieurs à ceux de Vitron (2,79) et Waha (2,86), et le RG (t/ha) de Bousselem (2,45) a été le moins important. Le IR a varié entre 0,39 et 0,42 et il n'a pas été significativement influencé par les facteurs étudiés.

L'effet de l'interaction (Inoculation*Génotype) a été significatif sur le NEM, le NET et le PMG (Tableau 12). Le NET chez Bousselem et Gtadur et Megress dans le traitement inoculé ont été inférieures par rapport au traitement non inoculé de 0,60, 2,50 et 7,27% successivement, alors qu'il a enregistré des augmentations chez Vitron (12,38%) et Waha (0,59%) suite à l'inoculation. Pour le PMG, à l'exception d'une réduction de 5,24% chez Megress, des augmentations de 4,19, 8,61, 11,32, et 12,63% ont été enregistrées chez Waha, Bousselem, Gtadur, et Vitron successivement.

Dans l'essai E2, l'inoculation a eu un effet significatif direct sur le NEF et le RG alors que son effet sur le l'IR n'a pas atteint le seuil de signification ($p=0,06$). Le génotype a eu un effet significatif sur le NE, le NGE, le NET, le NEF, le PMG, le NGE, le RG et le IR, et Le bloc a eu un effet significatif sur le NEF (Tableau 13). L'inoculation a amélioré le NEF, le RG et le IR avec les taux 5,6 %, 16,04 % et 8,21 % successivement. Gtadur et Vitron ont formé le 1^{er} groupe homogène pour les NEF, Bousselem et Waha dans le 2^{ème} groupe et Megress dans le 3^{ème} groupe. Waha a eu un PMG inférieur aux autres génotypes. Vitron a produit la BM la plus importante (16,14 t/ha) et partage le 1^{er} groupe avec Gtadur, Megress et Bousselem et ces 3 derniers partagent le 2^{ème} groupe avec Waha qui a produit une BM de 12,14 t/ha. Vitron a produit le RG le plus important (6,59 t/ha) et partage le 1^{er} groupe homogène avec Gtadur, suivis par Bousselem, et en dernier Megress et Waha qui a enregistré le RG les plus faible (4,18 t/ha). Pour l'IR qui a varié entre 0,32 et 0,42, Gtadur, Vitron et Bousselem ont été dans 1^{er} groupe homogène, ces 2 derniers ont été associé à Waha dans un 2^{ème} groupe et Megress se trouve seul au 3^{ème} groupe.

Dans l'essai E3, l'inoculation a eu un effet significatif sur le NEF, la BM et le RG, le génotype a eu un effet significatif le PMG, le RG et l'IR, et le bloc a eu un effet significatif sur le PMG. L'interaction (inoculation*génotype) n'a eu aucun effet significatif sur les paramètres agronomiques (Tableau 14). L'inoculation a amélioré le RG avec un taux moyen de 15,58% et la BM avec 16,00%. Le RG des génotypes a varié entre 2,95 t/ha et 3,59 t/ha, Vitron, Waha et Megress ont formé le 1^{er} groupe homogène et le 2^{ème} a été formé par Megress, Bousselem et Gtadur.

Tableau 13: Moyennes des mesures agronomiques de 5 géotypes de blé dur avec et sans inoculations par les CMA dans l'essai E2 et signification (P) des effets de l'inoculation, de génotype et de leur interaction.

Traitement		NE	NGE	NET	NEF	PMG	BM	RG	IR
Bousselem	M	386,27 bc	30,11 d	19,56 ab	16,33 cde	48,38 a	14,40 ab	6,01 abc	0,42 a
	NM	329,41 c	33,11 cd	18,00 bcde	15,44 ef	49,18 a	13,20 ab	4,43 cde	0,34 cd
Gtadur	M	434,04 abc	43,78 b	18,78 abc	18,00 bc	46,37 a	15,15 ab	6,29 a	0,41 ab
	NM	437,25 abc	46,67 ab	19,89 ab	18,56 ab	46,50 a	14,37 ab	6,21 ab	0,43 a
Megress	M	470,82 ab	32,44 cd	15,89 e	14,00 fg	48,23 a	16,39 ab	5,62 abcd	0,34 bcd
	NM	427,45 abc	27,33 d	16,22 de	13,56 g	46,23 a	14,42 ab	4,18 de	0,29 d
Vitron	M	515,69 a	53,44 a	21,11 a	20,00 a	46,07 a	16,76 a	6,67 a	0,40 abc
	NM	511,76 a	39,89 bc	19,67 ab	17,67 bcd	47,52 a	15,45 ab	6,47 a	0,42 a
Waha	M	376,55 bc	28,37 d	18,54 bcd	15,91 de	39,92 b	12,73 ab	4,55 bcde	0,37 abc
	NM	366,33 bc	28,78 d	16,89 cde	14,67 efg	39,58 b	11,54 b	3,81 e	0,33 cd
LSD		121,52	9,64	2,35	0,5	5,43	4,98	1,71	0,07
Facteurs		Signification (P)							
Génotype (G)		0,00	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,00	0,20	0,00	0,00
Inoculation (I)		0,40	0,24	0,25	0,03	0,99	0,24	0,04	0,06
Bloc		0,74	0,52	0,07	0,01	0,67	0,31	0,40	0,58
I * G		0,93	0,09	0,38	0,22	0,90	1,00	0,58	0,17

NE: nombre d'épis par m², NGE: Nombre de grain par épi, NET: nombre d'épillets total, NEF: Nombre d'épillets fertiles, PMG: Poids de milles graines (g), BM: Biomasse (T/ha), RG: Rendement en grain (T/ha), IR: Indice de récolte, M: Inoculé, NM: Non inoculé.

Tableau 14: Moyennes des paramètres agronomiques de 5 géotypes de blé dur avec et sans inoculations par les CMA dans E3 et signification (P) des effets de l'inoculation, de génotype et de leur interaction.

Traitement		NE	NGE	NET	NEF	PMG	BM	RG	IR
Bousselem	M	406,13 a	21,29 a	14,10 a	10,34 ab	42,79 abc	9,05 ab	3,22 ab	0,36 abc
	NM	415,69 a	23,00 a	14,67 a	11,44 ab	39,90 bcd	7,18 b	2,76 b	0,39 ab
Gtadur	M	376,47 a	21,00 a	14,00 a	10,17 b	34,10 d	10,08 a	3,11 ab	0,31 c
	NM	388,24 a	23,72 a	14,18 a	11,44 ab	34,78 d	8,27 ab	2,79 b	0,34 bc
Megress	M	487,65 a	21,97 a	13,22 a	10,22 b	45,02 ab	10,60 a	3,70 a	0,35 abc
	NM	371,96 a	23,37 a	14,22 a	11,44 ab	46,30 a	9,14 ab	2,76 b	0,31 c
Vitron	M	496,08 a	25,89 a	14,78 a	11,89 ab	38,95 bcd	9,31 ab	3,72 a	0,41 a
	NM	505,88 a	21,50 a	15,28 a	12,17 ab	37,13 cd	8,89 ab	3,45 ab	0,39 ab
Waha	M	490,20 a	21,00 a	14,55 a	11,33 ab	47,42 a	10,75 a	3,75 a	0,35 abc
	NM	407,84 a	23,67 a	15,67 a	12,67 a	38,23 cd	9,44 ab	3,38 ab	0,36 abc
LSD		176,78	5,54	2,47	2,3	6,35	2,69	0,75	0,07
Facteurs		Signification (P)							
Génotype (G)		0,38	0,92	0,42	0,28	< 0,001	0,25	0,049	0,03
Inoculation (I)		0,39	0,50	0,22	0,048	0,10	0,03	0,00	0,82
Bloc		0,61	0,30	0,29	0,41	0,02	0,65	0,26	0,90
I * G		0,72	0,32	0,98	0,96	0,15	0,93	0,68	0,45

NE: nombre d'épis / m², NGE: Nombre de grain / épi, NET: nombre d'épillets total, NEF: Nombre d'épillets fertiles, PMG: Poids de milles graines (g), BM: Biomasse (T/ha), RG: Rendement en grain (T/ha), IR: Indice de récolte, M: Inoculé, NM: Non inoculé

Sur les 3 environnements, similairement aux paramètres physiologiques, l'environnement a significativement influencé tous les paramètres agronomiques étudiés avec une supériorité de E2 pour

l'ensemble des paramètres. Le génotype a eu un effet significatif le NE, le NGE, le NET, le NEF, le PMG, la BM, le RG et l'IR. L'effet de (génotype*environnement) a été significatif sur le NGE, le NET, le NEF, le PMG et le RG (Tableau 15). Gtadur (35,11) et Vitron (33,45) ont eu un NGE supérieur à ceux de Megress, Waha et Bousselem. Le NET de Vitron (18,00) a été le plus élevé et forme un groupe homogène avec ceux de Gtadur, Bousselem et Waha alors que le NET de Megress (15,81) représente le 2^{ème} groupe. Pour le NEF, Vitron (15,38) partage le 1^{er} groupe avec Gtadur et ce dernier partage le 2^{ème} groupe avec Waha qui partage à son tour le 3^{ème} groupe avec Bousselem et Megress.

Le NE de Vitron a été le plus élevé avec celui de Megress dans le 1^{er} groupe homogène et ce dernier partage le 2^{ème} groupe avec le reste des génotypes. Megress a enregistré la BM la plus élevée (10,09 t/ha) alors que la plus faible été enregistrée chez Bousselem (8,11 t/ha) et les 5 génotypes ont été répartis sur 3 groupes homogènes selon le test LSD. Pour le RG, les génotypes ont été réparties en 2 groupes homogènes Vitron, Gtadur et Megress dans le 1^{er} groupe, et ce dernier partage le 2^{ème} groupe avec Waha et Bousselem. Pareillement pour l'IR, Bousselem, Gtadur, Vitron et Waha dans le 1^{er} groupe homogène et Waha et Megress dans le 2^{ème} groupe. Le PMG de Megress et Bousselem ont été supérieurs a ceux de Vitron, Waha et Gtadur.

Tableau 15 : Signification (P) des effets de: Environnement, Génotype, Inoculation, bloc, Génotype*Inoculation, Environnement*Génotype, Environnement*Inoculation, Environnement*Génotype* Inoculation sur les paramètres agronomiques dans les 3 environnements combinés.

Farceurs	NE	NGE	NepT	NepF	PMG	BM	RG	IR
Environnement	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Génotype	0,03	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,01	< 0,001	0,00
Inoculation	0,47	0,17	0,97	0,74	0,01	0,00	< 0,001	0,19
Bloc	0,93	0,40	0,02	0,04	< 0,001	0,01	0,00	0,69
Environnement*Génotype	0,11	< 0,001	0,01	< 0,001	< 0,001	0,09	< 0,001	< 0,001
Environnement*Inoculation	0,44	0,27	0,13	0,01	0,18	0,95	0,48	0,17
Génotype * Inoculation	0,28	0,007	0,17	0,08	0,29	0,99	0,43	0,17
Environnement*Génotype* Inoculation	0,95	0,41	0,60	0,96	0,09	1,00	0,79	0,28

NE: nombre d'épis/ m², NGE: Nombre de grain/ épis, NET: nombre d'épillet total, NEF: Nombre d'épillets fertiles, PMG: Poids de milles graines (g), BM: Biomasse (t/ha), RG: Rendement en grain (t/ha), IR: Indice de récolte

L'inoculation a eu un effet positive et significatif sur la BM, le RG et le PMG (Tableau 15). La BM, le RG et l'IR dans les parcelles inoculés ont été 12,68%, 15,75% et 3,9% successivement supérieurs a ceux des parcelles non inoculées. Alors que l'amélioration de NGE (4,43%) et l'IR par (2,63%) n'a pas été significative. Les variations du NGE des variétés suite à l'inoculation a été en interaction avec le génotype, Bousselem et Waha ont enregistré des diminutions de 10,45% et 4,58%

successivement alors que Vitron a enregistré une augmentation importante 26,24%, suivi par Megress avec une augmentation de 9,77%, et Gtadur avec 1,49

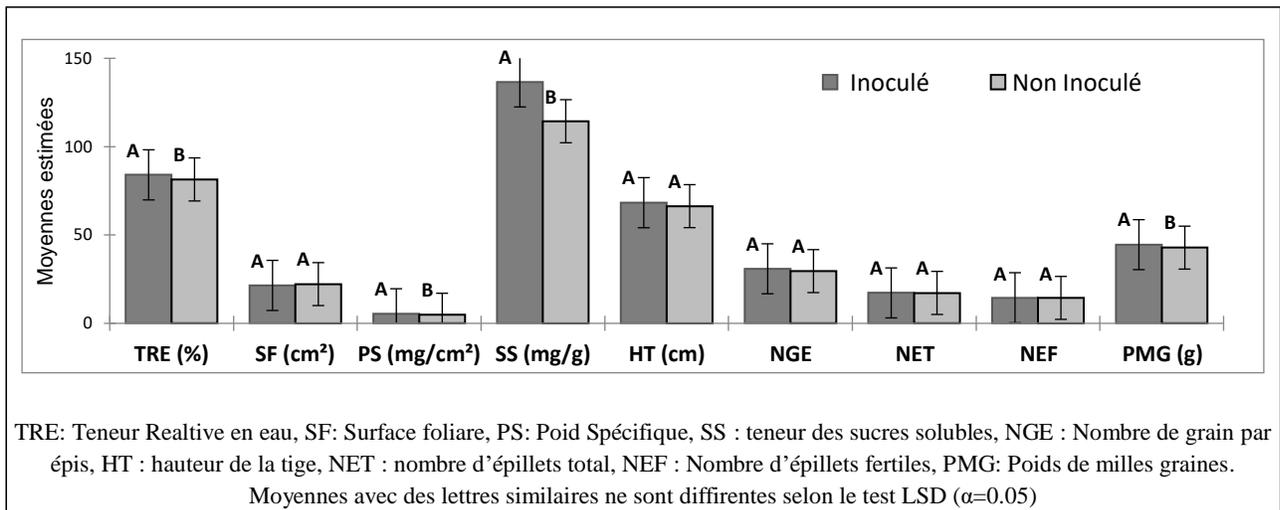


Fig. 02: Effet de l'inoculation sur des caractères morphologiques, physiologiques et agronomiques sur les 3 essais.

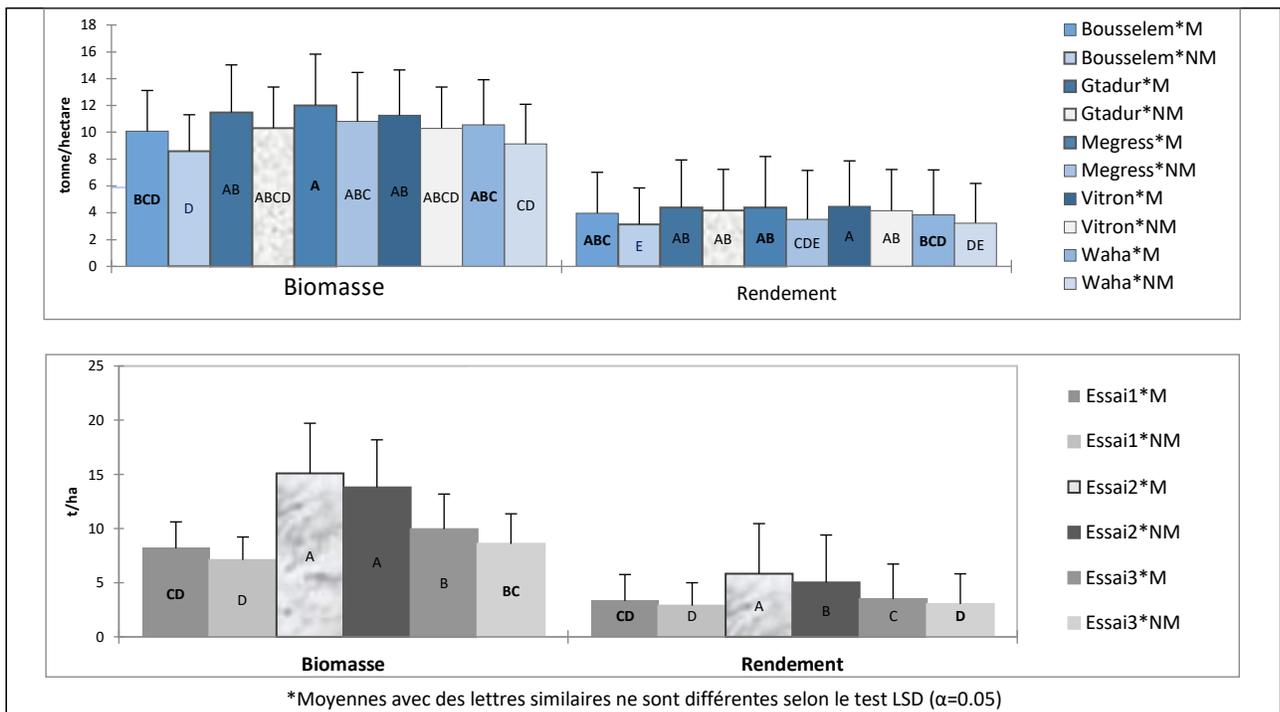


Fig. 03: Moyennes des biomasses et des rendements des génotypes et des essais avec (M) ou sans inoculation (NM)

3. Discussion

3.1. Colonisation racinaire

Le taux de colonisation racinaire (TCR) est l'un des paramètres utilisé pour évaluer les mycorhizes arbusculaires (MA), son accroissement est souvent associé à une amélioration des productions (Pellegrino *et al.*, 2015; Zhang *et al.*, 2019). Les résultats obtenus montrent que l'inoculation a eu un effet positif sur les TCR, elle a amélioré le TCT (15,95%) et les 2 formes arbusculaire (17,48%) et vésiculaire (17,45%). Ces résultats sont en accord avec la bibliographie qui considère que l'inoculation augmente la colonisation racinaire plus que toute autre pratique de gestion des CMA (Zhang *et al.*, 2019). Cette amélioration est attribuée à l'augmentation de l'abondance des propagules à proximité des racines ainsi que la possibilité que les espèces de l'inoculum sont compétitives par rapport aux espèces endémiques (Cely *et al.*, 2016). La dominance des CMA de l'inoculum est l'une des conditions pour avoir un gain dans le rendement (Niwa *et al.*, 2018).

Les TCT enregistrées dans les 3 environnements ont été proches avec une légère supériorité des TCT dans E1. Tandis que E2 et E3 ont été supérieure pour le TCA, et E1 a été supérieur pour le TCV. L'effet significative de l'environnement a été sur les 2 formes arbusculaire et vésiculaire. Si on considère la TRE comme indicateur de stress, on remarque que dans E1 et E2 qui ont été moins stressés, les TCV ont été supérieurs à ceux de E3 où le stress a été plus intense. En plus de leur dépendance des espèces de CMA, les vésicules comme étant des structures de stockage des lipides principalement, peuvent être un indicateur du carbone transféré au CMA par la plante (Smith et Smith, 2009; Thrickell *et al.*, 2019). Ceci suggère qu'en absence d'un stress sévère, la plantes fournissent plus de carbone au CMA. Tandis que les arbuscules représentent la forme active des MA, leur vie est éphémère et leur fréquence dépend de plusieurs facteurs. Dans le E2 ou les conditions sont favorables, l'effet du génotype n'a pas été significatif à l'opposé des essais conduits en régime pluvial où l'effet génotypique a été significatif. La variation des taux de colonisation racinaires entre génotypes et leur interaction avec l'inoculation suggère une spécificité génotypique (variété-espèces de CMA) qui est elle-même dépend des conditions de l'environnement. Ces résultats reflètent aussi la complexité de ce caractère, vue sa dépendance de plusieurs facteurs et leurs interactions, et l'existence d'une différence de réponse entre les formes de colonisation (TCA et TCV). La vie éphémère des arbuscules, la dépendance des vésicules des espèces de CMA et la dépendance des deux du statut nutritionnel de la plante hôte suggèrent que des études sur la dynamique de la colonisation racinaire par les CMA en considérant la variation quantitative et qualitative de la plante,

des CMA et des conditions pédoclimatiques peuvent mieux expliquer l'établissement et le fonctionnement de la symbiose mycorhizienne avec le blé dur.

3.2. Mesures morphologiques et physiologiques

L'ensemble des paramètres étudiés ont été influencés par l'environnement, ce qui montre la divergence des environnements d'étude d'un côté et d'un autre côté, l'importance des conditions de la croissance sur l'ensemble de ces paramètres. La prise en considération des conditions de l'environnement (quantitative et qualitative) et leur interaction avec l'inoculation par les CMA est de grande importance.

La TRE contrôlée par la balance entre l'absorption et la transpiration d'eau (Rachmilevitch *et al.*, 2006) reflète le statut hydrique de la feuille et de la plante, une TRE élevée indique une tolérance au déficit hydrique. La teneur en SS aussi est associée au stress, et une teneur élevée exprime généralement une tolérance au déficit hydrique (Chaves et Oliveira, 2004). Tandis que le PS est un indicateur de productivité et ses valeurs sont proportionnellement liées à la tolérance au déficit hydrique (Basile, 1986; Chahbar et Belkhodja, 2016). Nos résultats montrent que l'inoculation dans l'E1, a amélioré la TRE, le PS et la SS, l'amélioration des SS a été par interaction avec le génotype dans l'E2, alors que sur les 03 Environnements, la TRE, le PS et la SS ont été amélioré avec les taux 3,15%, 10,86% et 19,43% successivement par l'inoculation. L'amélioration de SS a varié en fonction de génotype, à part Vitron qui a enregistré un déclin de 3,80%, le reste des génotypes; Bousselem, Gtadur, Megress et Waha ont enregistré des augmentations de 64,74, 12,16, 11,93, et 24,31% successivement. Ces résultats suggèrent que l'inoculation par l'augmentation de la colonisation racinaire, a contribué à l'amélioration du statut hydrique de la plante (TRE) en améliorant l'absorption et/ou réduisant les pertes d'eau. L'amélioration de la nutrition hydrique est souvent accompagnée par une amélioration de la nutrition minérale et une amélioration de l'efficacité photosynthétique qui sont aussi parmi les bienfaits attribués aux CMA. L'amélioration d'acquisition et de l'efficacité d'utilisation d'eau peut expliquer l'augmentation du PS qui est un indicateur de la productivité, suite à l'inoculation. Les CMA aussi influencent les concentrations et la nature des solutés dans la plante (Sheng *et al.*, 2011), l'augmentation de la teneur en sucres solubles qui contribuent à l'ajustement osmotique, suggère que les CMA peuvent améliorer l'ajustement osmotique de la plante hôte (Augé, 2001). Toutefois, la réponse à la colonisation par les CMA qui dépend des conditions de l'environnement et du génotype, est difficile à quantifier en plein champs (Ryan et Graham, 2018), d'où l'intérêt des essais sous conditions contrôlées pour l'étude de la physiologie de cette symbiose particulièrement (Smith et Read, 2008).

3.3. Caractères agronomiques

La BM produite a été 12,68% supérieure après l'inoculation sur l'ensemble 3 environnements. L'effet de l'inoculation sur la BM a été significative dans E1 et E3 conduits en régime pluvial mais pas dans E2 où le déficit hydrique a été moins important. Ceci suggère que l'effet des CMA est plus important en cas de déficit hydrique ce qui est en accord avec les conclusions de Ryan et Graham (2018) qui a associé les bienfaits des CMA à l'amélioration de la tolérance au stress. Cette biomasse importante peut être attribuée à une meilleure nutrition hydrique (principalement) et minérale et/ou une amélioration de l'efficacité d'utilisation d'eau qui sont parmi les avantages attribués aux CMA (Alkarakai, 2004; Thirkell *et al.*, 2017), et cette contribution est plus importante sous déficit hydrique selon nos résultats.

Le rendement a été amélioré par l'inoculation dans les 3 environnements avec une moyenne de 15,75%. Cette amélioration peut être attribuée à l'amélioration de l'efficacité de l'utilisation d'eau (importante biomasse) et l'efficacité de la translocation des photosynthétats vers les grains sachant que l'inoculation a amélioré le NGE (4,43%), le PMG (3,9%), et l'IR (2,63%). Ce ci indique que l'inoculation par l'amélioration de TCR, elle a amélioré les avantages tirés par les variétés étudiées en matière de nutrition hydrique et minérale, d'efficacité d'utilisation d'eau conduisant à la production d'une biomasse importante. L'amélioration de la nutrition hydrique a amélioré également l'efficacité de la translocation des photosynthétats vers le grain qui est reflété par un NGE, un IR et un PMG plus importants, conduisant à un gain dans le RG. L'inoculation non seulement améliore le TCR mieux que les autres pratiques qui favorisent les MA mais, elle semble d'avoir un effet de causalité sur les augmentations de rendements selon Zhang *et al.*, (2019). Ces derniers auteurs, en absence de corrélation significative entre la concentration des nutriments dans la biomasse aérienne et du rendement en grain dans leur étude méta-analyse, ils ont supposé que le gain est attribué aux autres fonctions non nutritionnelles comme la réduction du stress (Chandrasekaran *et al.*, 2014; Jayne et Quigley, 2014).

Les résultats obtenus sont en accord avec les études similaires sur le blé et les autres cultures. Dans une méta-analyse faite par Pallegriano *et al.* (2015), sur 38 études de l'effet de l'inoculation sur le blé (tendre et dur), 33 ont répondu positivement à l'inoculation par les CMA. En plus du rendement il y avait des améliorations de biomasse, indice de récolte, l'absorption du P et de N et la teneur de N et de Zn dans les grains (Pelligriano *et al.*, 2015). Dans une autre étude méta-analyse effectuée par Zhang *et al.*, (2019) sur 70 études de l'effet de l'inoculation par les CMA de différentes céréales en plein champs, 77% des études ont enregistré un effet positif de l'inoculation avec une amélioration

moyenne de 16% des rendements. Les améliorations sur le blé ont varié entre 13% et 22% avec une moyenne de 17%.

Les résultats obtenus s'ajoutent à plusieurs d'autres qui encouragent le développement d'utilisation des CMA dans le cadre d'une amélioration durable des productions, néanmoins la mise au point des produits bien caractérisés pour leur affinité avec des espèces, des variétés et des environnements ciblés, nécessite encore des recherches sur la formulation des biofertilisants. Aussi des essais à grande échelle et à long terme accompagnés des études sur la rentabilité économique de l'inoculation, peuvent mettre à la disposition des producteurs des produits prêts à intégrer dans le système de production dans la future.

4. Conclusion

L'inoculation par les CMA a amélioré le TCR en augmentant le nombre de propagule dans la rhizosphère et la possibilité de la compétitivité des espèces introduites ou leur affinité avec les variétés étudiées.

L'augmentation de TCR a été bénéfique pour la plante, elle a été accompagnée par une amélioration de la tolérance au déficit hydrique reflété par des : teneurs relatives en eau, poids spécifiques et des teneurs en sucres solubles plus importants. Ces derniers résultats ont été appuyés par les mesures agronomiques où la biomasse a été améliorée indiquant une meilleure efficacité d'utilisation d'eau et l'amélioration du poids des graines indique une efficacité de translocation des photosynthétas, ce qui a été traduit par une amélioration du rendement final.

Les résultats obtenus encouragent l'exploitation des CMA pour une production durable de blé dur en zone semi-aride, cependant des études à grande échelles et à long terme sont recommandées pour évaluer l'effet de l'inoculum sur différents espèces et variété, leur interaction avec les composantes biotiques et abiotiques de l'environnement ainsi que leur rentabilité économique.

IV. Effet de travail du sol et du semis direct sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur

1. Introduction

La formation et le fonctionnement des mycorhizes arbusculaires (MA) dépendent des deux partenaires fongique et végétal, ainsi que des facteurs environnementaux. Dans l'agroécosystème, les différentes pratiques agricoles peuvent influencer les MA, et par conséquent les bénéfices que les MA peuvent fournir à la culture et l'agrosystème, d'où l'intérêt d'étudier les interactions entre les MA et les pratiques agricoles. Le travail du sol est essentiel dans l'agriculture intensive conventionnelle, il est basé essentiellement sur un labour profond, suivi par des travaux superficiels pour préparer le sol à recevoir la culture. Les avantages du labour classique sont nombreux, cependant il peut générer des complications menaçantes à la durabilité des productions. Raison pour laquelle des chercheurs en essayant d'imiter la nature, ont proposé un système de production sans perturbation du sol qui est le semis direct. Ce dernier prend de l'ampleur à l'échelle internationale (Marandola *et al.*, 2019), il est connu principalement par la promotion des services écologiques y compris l'activité biologique et la biodiversité du sol. En Algérie, son extension est limitée cependant, un soutien technique peut étendre son développement (Rouabhi *et al.*, 2018b).

L'objectif dans cette étude est de comparer l'effet le travail du sol conventionnel et le semis direct sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur par la colonisation racinaire et la densité des spores dans 3 sites en zone semi-aride (Sétif).

2. Matériels et Méthodes

2.1. Zone d'étude

La zone d'étude se situe dans les hautes plaines de Sétif en Algérie. La région se caractérise par un climat semi-aride à hiver doux avec des précipitations annuelles moyennes de 400 mm (Rouabhi *et al.*, 2018a). L'étude a été réalisée sur trois sites, dont chacun contient deux champs de blé dur: l'un à côté de l'autre ; le premier est conduit en mode conventionnel (labour L) et deuxième en semis direct sans

2.2. Echantillonnage

Au stade épiaison, des échantillons de racines et sol rhizosphérique de l'horizon superficiel (0-20 cm) ont été collectés à l'aide d'une pelle. Le long du diagonal, trois (03) échantillons, espacés de

15 m, dans chaque champ ont été collectés. Les racines ont été nettoyées puis conservées dans l'éthanol (50%) dans un réfrigérateur (3° C), et le sol a été séché à l'air libre puis tamisé (2 mm) et conservé dans un congélateur (0° C) jusqu'à l'utilisation.

labour (NL) (Tableau 16).

Tableau 16 : Coordonnées, altitude, variété et mode conduction (Pluvial/ Irrigué) des sites d'étude.

Site	Remada (R)	Station (S)	Beni Fouda (BF)
Localisation	36°8'42" N / 5°20'38" E	36°9'58"N / 5°21'32" E	36°15'13.3"N / 5°30'19.4"E
Altitude	960m	982m	1204 m
Variété	Bousselem	Boutaleb	Sculptur
Pluvial/ Irrigué	Pluvial	Irrigation de compliment	Pluvial

2.3. Mesures

2.3.1. Analyse du sol

La texture a été déterminée par la méthode du tamisage humide à l'aide du triangle de texture d'USDA. Le pH et la conductivité électrique ont été mesurés sur une suspension du sol (sol/eau : 1/5) à l'aide de pH mètre et de conductimètre électrique. Le phosphore échangeable a été dosé par la méthode d'extraction d'Olsen (Olsen *et al.*, 1954). La teneur en carbone organique et en matière organique a été déterminée par la méthode de Anne (1945). Et l'azote total a été déterminé par la méthode Kjeldhal (Bremner *et al.*, 1982)

2.3.2. Taux de colonisation racinaire par les CMA

Après le rinçage, les racines ont été éclaircies dans une solution de KOH (10%) puis colorées avec une solution de bleu de trypan à une température de 90° C selon la méthode décrite par Phillips and Hayman (1970). En suivant la méthode de McGonigle *et al.* (1990), le taux de colonisation totale des racines par les CMA (TCT) ainsi que le taux de colonisation arbusculaire (TCA) et vésiculaire (TCV) sont mesurés. Les mesures sont faites par l'observation microscopique (Optica, X400) de quatre (04) lames contenant 15 fragments racinaires de 1 cm approximativement, et la notation de la présence ou l'absence de structure : arbuscules, vésicules et mycélium des CMA.

2.3.3. Isolement et dénombrement des spores

Les spores de CMA ont été extraites du sol par la méthode de tamisage par voie humide (Genderman et Nilson, 1963). 50 g du sol sont mélangé avec 0,5 l d'eau de robinet, agité puis laissé décanter. La suspension a été vidée dans une série de tamis avec les calibres (500µm, 250 µm, 125µm and 45µm). Le retenu dans chacun des tamis a été récupéré dans un papier filtre et les spores ont observé et compté sous une loupe (X40).

2.4. Analyse des données

La signification des effets de système de travail du sol, de site et leur interaction sur les mesures a été testée par un test ANOVA et la comparaison entre les moyennes de différents traitements a été faite par le test LSD. Une Analyse ACP des mesures et des caractères du sol a été faite pour étudier les différentes interactions. Les analyses et les représentations graphiques ont été réalisées par le logiciel XLSTAT 2019.

VI.3. Résultats

1. Conditions climatiques

La campagne agricole de 2016/2017 peut être considérée atypique (Fig. 04). Elle s'est distinguée par une sévère et longue sécheresse durant la période printanière (Mars, Avril, Mai).

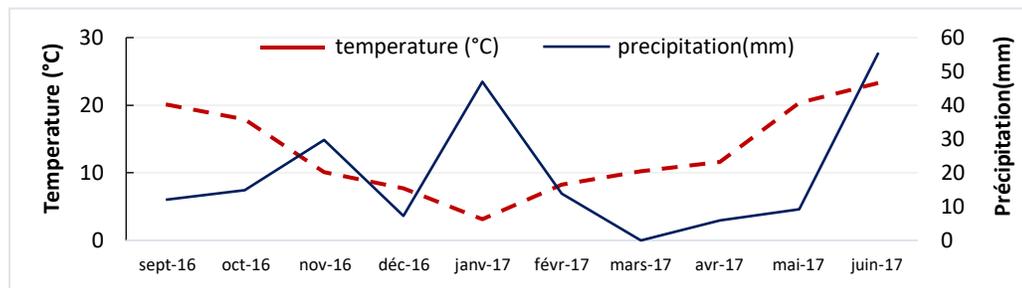


Fig. 04: Courbe Embrothermique de la campagne agricole 2016/2017(ONM , 2018).

2. Caractéristiques du sol (Tableau 17)

A l'exception du sol de la parcelle NL dans le site Station qui possède une texture limoneuse, le sol dans le reste des parcelles a une texture argilo-limoneuse. La CE a varié entre 2,23 (ds/m) et 3,42 (ds/m), les CE à Station et Remada peuvent être considérées supérieures à celles à Benifouda. Les CE enregistrées indiquent une légère salinité des sols étudiés (Hokins and Wolf, 1998). Les taux de phosphore disponible ont varié entre 7,4 ppm to 7,75 ppm. Ces concentrations peuvent être considérées faibles à Remada, moyennes à Benifouda et la parcelle NL à Station, et élevées dans la parcelle L à Station (Horneck *et al.*, 2011). le pH a varié entre 7,14 et 7,43 et peut être considéré neutre à Benifouda et Station, et légèrement alcalin à Remada (Horneck *et al.*, 2011). La MO a varié entre 2,1% au 3,14%, et elle peut être considérées légèrement élevée dans le traitement NL que dans L, à l'exception des parcelles du site Benifouda. Concernant l'azote totale, les teneurs enregistrées à Benifouda (0.23%) ont été supérieures à celles de Station (0.15%) et Remada (0.16%).

Tableau 17: Caractéristiques pédologiques des parcelles étudiées

Paramètres	Remada 'R'		Station 'S'		Benifouda 'BF'	
	NL	L	NL	L	NL	L
Sable %	36,50%	32,05%	33,71%	35,41%	29,61%	18,66%
limon %	35,89%	31,14%	40,25%	32,29%	39,10%	35,59%
argile %	27,61%	36,81%	26,04%	32,29%	31,28%	45,75%
Texture	Argilo-Limoneuse	Argilo-Limoneuse	Limoneuse	Argilo-Limoneuse	Argilo-Limoneuse	Argilo-Limoneuse
MO%	3,14	2,60	2,36	2,12	2,10	2,36
P2O5 ppm	7,40	10,28	15,56	27,75	16,36	15,12
pH	7,43	7,39	7,36	7,33	7,16	7,14
CE (ds/m)	2,50	3,11	3,42	3,41	2,23	2,36
N (%)	0,15	0,16	0,16	0,15	0,22	0,24

OM : teneur en matière organique, CE : conductivité électrique, P2O5 : phosphore disponible, N : azote total

3. Colonisation racinaire par les CMA et abondance des spores

Les différentes structures de CMA mycélium, arbuscules et vésicules ont été observées dans les racines de tous les parcelles (Fig.5). L'analyse de la variance montre un effet significatif du site sur le TCT, le TCA, le TCA et la DS, alors que l'effet du travail du sol a été significatif sur les TCR mais pas sur la DS, et l'effet conjugué (Site*travail du sol) a été significative sur TCT et TCA (tableau 18).

Tableau 18: Moyennes des taux de colonisation racinaires totaux (TCT), arbusculaire (TCA) et Vésiculaire (TCV) et la densité des spores (DS) dans les parcelles et la signification (P) des effets de: Site, Travail du sol et Site*Travail du sol.

Traitements		TCT (%)	TCA (%)	TCV (%)	DS (spore/g sol)
Benifouda	Semis direct	34,519 b	32,148 a	9,630 b	5,415 b
	Travail conventionnel	19,407 c	17,993 b	5,037 bc	3,967 b
Remada	Semis direct	34,815 b	34,370 a	7,407 b	7,578 a
	Travail conventionnel	14,370 c	13,481 b	1,400 c	8,233 a
Station	Semis direct	45,185 a	36,296 a	20,045 a	4,747 b
	Travail conventionnel	40,444 ab	34,074 a	17,926 a	4,340 b
LSD		6.88	5.32	4.93	2.03
Facteurs		Signification (P)			
Site		< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Travail du sol		< 0,001	< 0,001	0,008	0,465
Site* Travail du sol		0,014	< 0,001	0,481	0,308

Les moyennes de la même lettre ne sont pas différentes l'une de l'autres

Les taux des colonisations moyens ont été 31,6, 27,95 et 10,25% pour les TCT, TCA et TCV successivement. La parcelle (R-L) a enregistré le TCT le plus faible (14,37%) et la parcelle (S-NL) le plus élevé (44,74%). La région de 'S' a enregistré des TCT qui sont 58,79% et 74,1% supérieurs à ceux de 'BF' et 'R' successivement alors que les TCT enregistrés dans le NL sont 54,29% supérieurs à ceux du système L. La DS a varié entre 3,69 spore/g sol dans (BF-L) au 8,23 spore/g sol dans (R-L). Le test ANOVA a révélé une supériorité de la DS dans la région 'R' par rapport aux régions 'BF'

(74,00%) et S (68,53%) et une absence de différence significative entre les système L et NL.

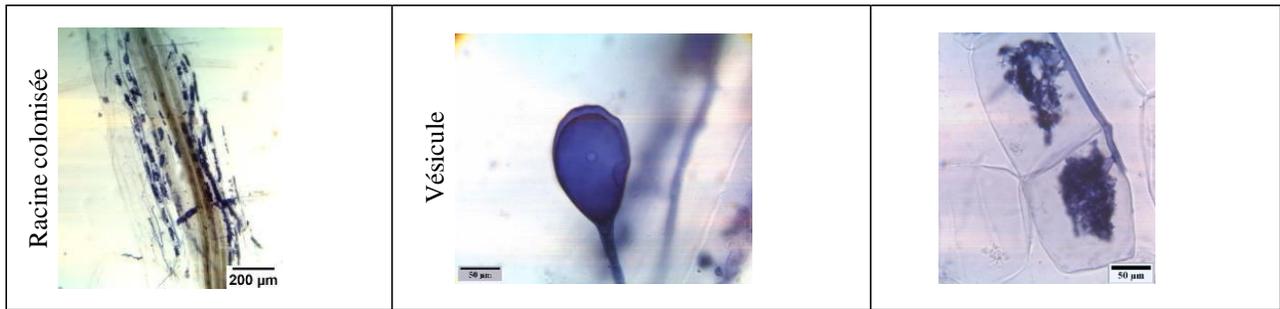


Fig. 05: Racine de blé dur colonisée par des champignons mycorhiziens arbusculaires

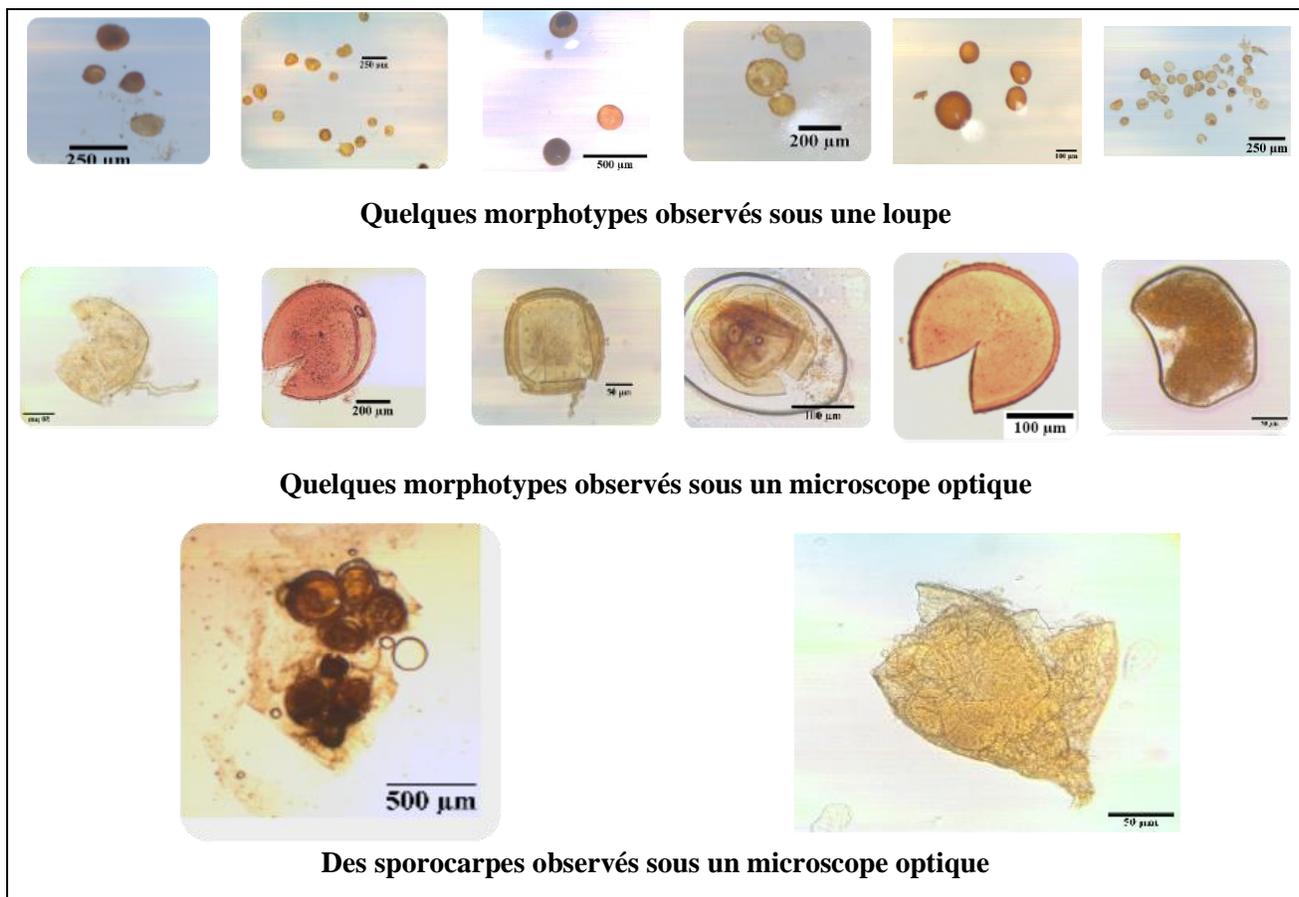
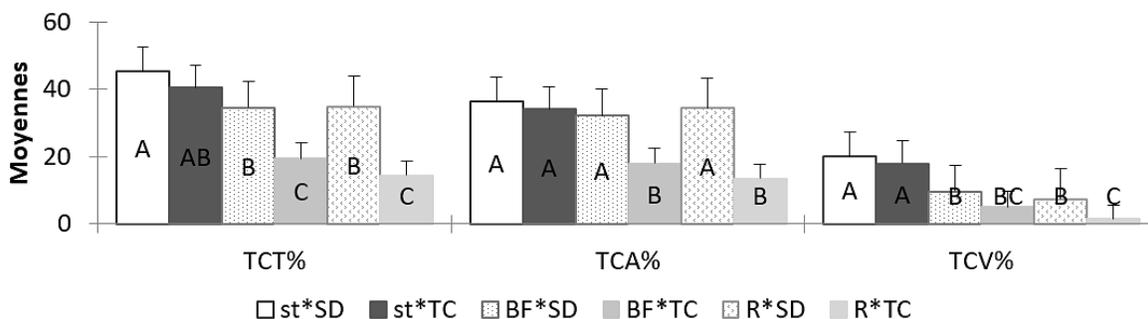


Fig. 06 : Quelques morphotypes des spores et des sporocarpes des champignons mycorhiziens arbusculaires



Sites BF: Benifoud, R: Rmada, St: Station. Travail du sol TS-SD : Semis direct TS-TC : Travail conventionnel.

Fig. 07: Taux de colonisation racinaire par les CMA et la densité spore en fonction du site et de système du travail du sol

4. Corrélations et analyse en composantes principales (ACP)

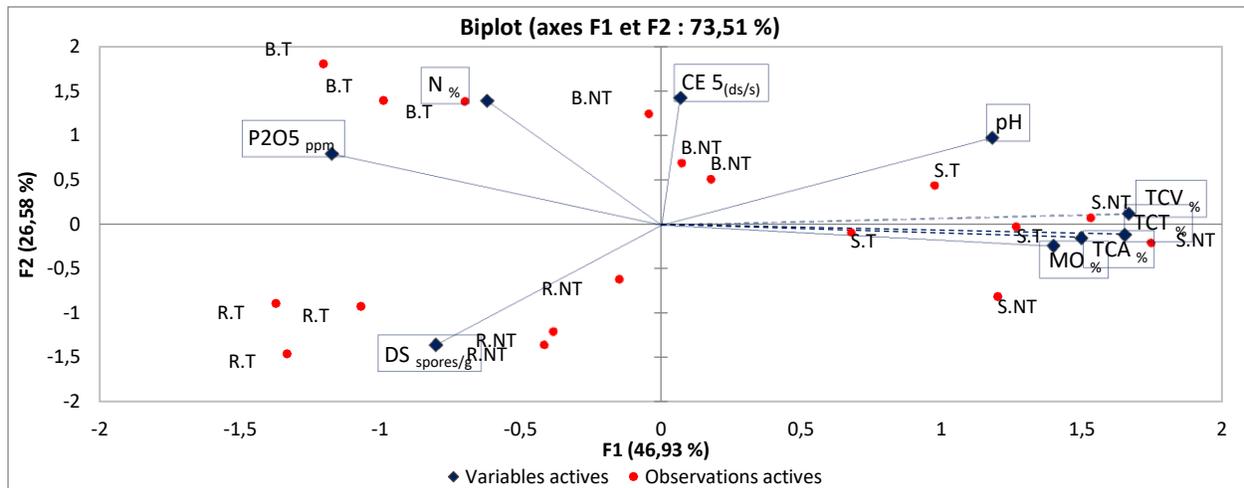
Les deux premiers axes de l'ACP cumulent 74,75% des variations (fig. 08), le premier axe PC1 qui représente 51,73%, est formé des variations de TCT, TCA, TCV, pH et de MO dans le sens positif et des variations de P2O5 dans la sens négatif alors que le 2^{ème} axe PC2 qui représente 23,02%, est formé de variations de N et de CE dans le sens positif et des variations de DS dans la sens négatif. Les TCR (TCT, TCA, TCV) sont positivement corrélés entre eux et sont associés à la MO avec laquelle ils ont une corrélation positive ($r_{TCT*MO}= 0,57$, $r_{TCV*MO}= 0,69$). Par rapport au PC1, ces derniers se trouvent du même côté avec le pH, ($r_{TCT*pH}=0,48$, $r_{pH*TCV}=0,57$) et de l'autre côté de la DS ($r_{TCV*DS}= -0,47$) et de P2O5 ($r_{P2O5*TCT}= -0,52$, $r_{P2O5*TCV}=-0,49$). Par rapport au PC2, les TCR se trouvent du même côté avec la DS et dans le sens opposé du P2O5 et de la CE.

Tableau 19: Matrice de corrélations entre les taux de colonisations racinaire, la densité des spores et des caractéristiques du sol.

	TCT	TCA	TCV	DS	P2O5	pH	CE	MO
TCA%	0,96***							
TCV%	0,87***	0,77***						
DS spo/g	-0,31	-0,24	-0,47*					
P2O5	-0,52*	-0,44	-0,49*	-0,10				
Ph	0,48*	0,39	0,57*	-0,76***	-0,25			
CE (ds/m)	0,01	-0,01	0,10	-0,46	0,25	0,33		
MO%	0,57*	0,42	0,69**	-0,25	-0,70**	0,46	-0,03	
N%	-0,34	-0,31	-0,27	-0,33	0,46	0,16	0,59*	-0,35

TCT: Taux de colonisation total, TCA: taux de colonisation arbusculaire, TCV:taux de colonisation vésiculaire, DS: densité des spores, OM: teneur en matière organique, CE: conductivité électrique, P2O5: phosphore disponible, N: azote total,

*: 0.05, **: 0.01, ***: 0.001



P2O5 : Phosphore disponible, N : azote totale : CE : Conductivité électrique, MO : Matière organique, B : Benifouda, S : Station, R : Remada, T : Labour, NT : Semis direct, TCT : taux de colonisation total, TCA : taux de colonisation arbusculaire, TCV taux de colonisation vésiculaire.

Fig. 08 : Biplot de l'analyse en composantes principales des taux de colonisation racinaire par les CMA, de la densité des spores et des caractéristiques pédologiques.

VI.4. Discussion

Les mycorhizes arbusculaires (MA) améliorent la croissance et la tolérance au stress des cultures en plus de leur rôle bénéfique pour l'agroécosystème. La colonisation racinaire par les CMA est utilisée pour évaluer les MA, ses valeurs élevées sont souvent associées à un gain dans le rendement (Pellegrino *et al.*, 2015; Zhang *et al.*, 2019) et donc, elle peut servir aussi à estimer le gain généré par cette symbiose. Les TCT enregistrés peuvent être considérés modérés dans le site Station et faibles dans les sites Benifouda et Remada et de même, modérés dans le système NL et faibles dans le système L (Bacerra *et al.*, 2009).

La colonisation racinaire (CR) dépend de nombreux paramètres, principalement la densité et l'affinité des deux partenaires (fongique et végétal) et les effets de l'environnement comme les pratiques agricoles et les caractéristiques du sol. Dans notre étude, la relation entre les CMA et la MO semble être synergétique, les CMA améliorent la MO dans le sol (Wu *et al.*, 2014) et les amendements organiques (compost ou fumier) ont été prouvés de stimuler la formation des MA (Buto *et al.*, 2016). À l'opposé de la MO, la teneur en P a eu une corrélation négative avec la CR. Le P étant le principal élément amélioré par le CMA, son excès limite le développement des MA. La plante peut détecter l'excès du P dans le sol ou dans le végétal par le biais des phytohormones ou du P lui-même, et inhibe la formation et/ou le développement de la colonisation racinaire (Ferrol *et al.*, 2019). La corrélation entre la CR et le pH a été positive, l'élévation de pH au-delà de 6,5 réduit la disponibilité du P pour la plante (Hopkins and Ellsworth,

2005), et par conséquent stimule le développement des MA.

La majorité des pratiques de l'agriculture intensive ont un effet négatif sur les MA (Berruti *et al.*, 2016; Sale *et al.*, 2015), à l'opposé des pratiques de l'agriculture de conservation qui favorisent le développement des CMA (Verrugen *et al.*, 2010). Dans le système intensif de production végétale, le labour est une pratique essentielle vue tous ses bénéfices, cependant il peut altérer les propriétés physiques, chimiques et biologiques du sol y compris les MA (Siddiqui et Pichtel, 2008). Le labour affecte l'habitat des microorganismes et les résultats obtenus confirment cette aptitude envers les CMA, l'élimination du travail du sol (NL) a amélioré les taux de colonisation racinaire de 54% chez le blé dur. Ces résultats sont en accord avec ceux de Taibi *et al.* (2020) et Chaieb *et al.* (2020) dans des conditions pédoclimatiques similaires. Le labour affecte les CMA par différentes manières, le retournement du sol enfouie les propagules et/ou les expose aux stress environnementaux, ce qui va diluer et détruire les propagules et donc réduire le potentiel infectieux du sol. L'enfouissement des propagules en profondeur retarde la colonisation des jeunes plantules (Kabir, 2005). Kabir (2005) a aussi spéculé que l'augmentation de la CR dans le NL est due à la croissance des nouvelles racines suivant les canaux des anciennes racines qui ont plus de propagules. Le labour peut aussi affecter les MA par la réduction de la MO dans le sol (60% zone tempérée) (Oehl *et al.*, 2004) qui est positivement liée à la CR ($r_{TCT*MO} = 0,57$), alors que le semis direct favorise l'accumulation de la MO (Pikul *et al.*, 2009).

La colonisation racinaire (CR) a varié entre les sites, le site Station où la culture a été conduite en irrigué, a enregistré des CR supérieures aux autres sites où la culture a été conduite en pluvial durant une saison sèche. Ceci suggère que le déficit hydrique peut affecter la CR particulièrement la forme arbusculaire (Mohammed, 2020). Augé (2001) a conclu d'une étude bibliographique (literature review), qu'une longue période de sécheresse réduit la CR. La sécheresse peut affecter la colonisation primaire en limitant la germination des spores (Wu et Zou, 2017), comme elle peut affecter la colonisation secondaire en limitant la longueur des hyphes extraracinaires (Neumann *et al.*, 2009). Encore, la sécheresse peut réduire la CR en limitant les transferts du carbone de la plante hôte sous stress vers le CMA.

Les améliorations de la CR par le NL ont aussi varié en fonction du site, particulièrement la forme arbusculaire (TCA), l'amélioration du TCA dans le site Station a été de 4,76% alors que dans les sites Benifouda et Remada, les améliorations ont été de 75,41% et 154,95% successivement. Ceci indique que l'effet du NL est plus important sous déficit hydrique. L'amélioration du stockage de

l'eau dans le sol par le NL (Huang *et al.*, 2012) peut limiter l'effet de la sécheresse sur la CR. L'amélioration remarquable dans le site Remada est le résultat de l'effet conjugué de la sécheresse et de la jachère travaillée qui a précédé la culture de blé dur conduite en L. L'élimination des plantes hôtes par le labour affecte la formation des MA (Schipanski *et al.*, 2014), et la jachère travaillée peut réduire jusqu'à 40% des propagules des CMA (Harinikumar et Bagyaraj, 1988). Bowles *et al.*, (2017) ont conclu d'une étude méta analyse qu'une couverture continue du sol par les cultures est aussi importante que la réduction de la perturbation du sol pour les CMA.

Avec une considération à l'influence des espèces de CMA (Smith et Read, 1997), la fonction de stockages des vésicules suggère que leur abondance reflète la quantité du carbone transféré aux CMA par la plante hôte (Busby *et al.*, 2012). Ceci explique les TCV élevés enregistrés dans le site irrigué où les plantes ont un meilleur statut nutritionnel par rapport aux sites exposés à la sécheresse.

A l'opposé de la colonisation racinaire, l'effet du travail du sol n'a pas été significatif sur la densité des spores (DS) malgré un déclin de 6,76%. Néanmoins, le NL généralement augmente la DS dans le sol (Lehman *et al.*, 2019), qui est important pour les cultures annuelles particulièrement (Yang *et al.*, 2014). De l'autre côté, la DS dans les sites conduits en pluvial a été significativement élevée. Le déficit hydrique stimule la sporulation, une caractéristique qui permet aux CMA de s'adapter aux conditions arides (Jacobson, 1997).

IV.5. Conclusion

Les différentes structures des mycorhizes arbusculaires ont été présentes dans tous les parcelles étudiées, les taux de colonisation ont varié en fonction du site et de système de travail du sol alors que la densité des spores a varié en fonction de site. La densité des spores a été plus importante dans les sites exposés au déficit hydrique à l'opposé de la colonisation racinaire par les CMA. Le semis direct a amélioré les taux de colonisations racinaire par 54% par rapport aux le travail conventionnel du sol et cette amélioration a été plus importante sous déficit hydrique particulièrement la forme arbusculaire. De l'autre côté, la sécheresse semble avoir un effet positif sur la sporulation. Les taux de colonisation racinaires ont montré une corrélation positive avec la teneur de la matière organique et le pH dans le sol et une corrélation négative avec le phosphore disponible dans le sol.

L'association positive entre le semis direct et les mycorhizes arbusculaires et donc leurs bénéfiques, encourage leurs intégration dans une approche durable de la production de blé dur en zone semi-aride.

Conclusion générale

Dans la quête d'opportunités d'amélioration de la production de blé dur en zone à contrainte hydrique, le travail présenté dans cette thèse peut se résumer en deux parties :

La première partie présente une évaluation de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements durant les saisons 2016/2017, 2018/2019 et 2019/2020 en zone semi-aride (Sétif). L'évaluation a été faite sur la productivité, la tolérance à la sécheresse et la stabilité.

Une variation importante entre les 5 environnements d'étude, principalement par la quantité et la répartition des précipitations. Le déficit hydrique en fin de cycle a été présent presque dans les 3 campagnes, comme il a survenu au début de cycle dans la campagne 2019/2020.

Selon les valeurs des sommes des carrés des écarts (SCE) de l'analyse des variations du rendement sur les 5 environnements, l'effet le plus important sur la productivité a été celui de l'environnement (E), suivi par l'effet de l'interaction génotype-environnement (IGE) et en dernier, l'effet principal de génotype (G).

Les résultats obtenus montrent qu'un semis précoce peut réduire les pertes causées par la sécheresse en fin de cycle, et l'irrigation aussi réduit considérablement voire complètement l'impact de la sécheresse. L'effet génotypique reflète une variabilité génétique pour la sélection. La variabilité de la réponse aux variations de l'environnement entre les géotypes suggère la possibilité de sélection des géotypes à large adaptations ainsi que les géotypes avec une adaptation spécifique aux conditions favorable ou défavorables à la production.

La performance des géotypes sous stress a été 76 % moins que celle aux conditions favorables. Les résultats obtenus montrent une variabilité de tolérance au stress entre les géotypes et le classement des géotypes a aussi varié en fonction des indices de tolérance utilisés. La classification hiérarchique ascendante selon les valeurs des indices calculés, a groupé les géotypes dans 3 classes. La 1^{ère} compte 7 géotypes qui se caractérisent par une productivité moyenne et une tolérance importante au stress, la 2^{ème} regroupe 5 géotypes qui ont une productivité relativement faible notamment sous stress, et la 3^{ème} comporte 5 géotypes qui se caractérisent par une tolérance moyenne au stress et une performance élevée en conditions favorables. Ce classement a été en accord avec les conclusions de l'analyse en composantes principales (ACP) des indices et des rendements à la fois en conditions favorables et sous stress de chaque géotype. Ce classement a été le même que celui de l'indice Moyen Géométrique de la Productivité (GMP), ce qui suggère qu'il est le mieux approprié pour l'évaluation de la tolérance au stress dans ces conditions d'expérimentation.

La sélection des génotypes pour leur stabilité a varié entre les indices calculés et le type de stabilité (statique ou dynamique) mesurée par l'indice.

Pour les indices non paramétriques calculés, le génotype Massinissa a été sélectionné par TOP de Fox et al., (1990), la variété Korifla par les indices de Huehn (1979), alors que les indices de Thennarasu (1995) ont considéré Hedba3 le génotype la plus stable.

Et pour les indices basés sur la variance, la variance environnementale a sélectionné les génotypes Waha, Korifla et Megress, alors que le coefficient de variation (CV) a sélectionné les génotypes Massinissa, Waha et Korifla. La sélection basée sur le CV favorise mieux les génotypes productifs par rapport à celle basée sur la variance. Hedba3 et Altar ont été sélectionnés par L'Equivalence et la Variance de Shulka. l'indice de confiance génotypique a sélectionné Massinissa, Altar et Korifla sur l'ensemble des environnements, Mohamed Ben Bachir, Altar et Hedba3 dans les milieux favorables, et Massinissa, Simeto et Vitron dans les milieux défavorables. Et selon l'indice de supériorité de Lin *et al.*, (1988), la variété Simeto a été sélectionnée sur l'ensemble des environnements et les environnements favorables, tandis que Massinissa a été sélectionnée dans les environnements défavorables.

La régression conjointe a représenté 12,88% des variations de l'interaction génotype-environnement. Selon le coefficient de la régression, les génotypes Massinissa, Oued Elbared et Bidi17 ont eu une stabilité supérieure à la moyenne des génotypes. Massinissa a eu aussi une productivité supérieure à la moyenne en plus de la stabilité. Selon la variance des déviations, Hedba3, Altar et Korifla ont été les génotypes les plus stables.

Dans l'analyse selon le modèle AMMI, l'analyse de la variance a montré que les variations de l'environnement (E), du génotype (G) et de l'interaction génotype-environnement (IGE) expliquent successivement 56,7, 4,10 et 14,88% des SCE des variation des rendements, et l'analyse ACP a expliqué 87,9% de l'IGE. Le biplot AMMI1 qui visualise simultanément la stabilité et la productivité, a montré que Massinissa (4,24 t/ha) a été le plus performant alors que Djenah Khotifa a été le moins performant (3,04 t/ha). Alors que l'environnement E4 a été le plus favorable à la production et E1 a été le moins favorable à la production. Pour la stabilité des rendements, Boutaleb (PC1 score = 0,046) a été le plus stable alors que Simeto (PC1 score = 1,18) a été le plus sensible aux variations de l'environnement. Le biplot AMMI2 qui représente les IGE, a montré que les environnements favorables (E4, E3, E2) ont eu une contribution importante dans la SCE de E et leur distance du centre de biplot qui a été supérieure à celles des génotypes reflétant ainsi l'importance de la contribution de l'environnement dans la variation totale des rendements. Le biplot AMMI2 a aussi permis de

distinguer les géotypes ayant une adaptation spécifique tels que Simeto aux conditions favorables et Waha aux conditions défavorables et les géotypes à large adaptation tels que Heda3, Altar et Korifla.

Les indices de stabilité basés sur AMMI ont permis de classer les géotypes par ordre de stabilité. Hedba3 et Altar ont été sélectionnés pour leur stabilité par l'ensemble de ces indices alors que Simeto s'est montré instable. L'examen du classement des indices et du rendement permet la sélection simultanée pour la production et la stabilité. Selon cette méthode, les variétés Mohamed Ben Bachir, Altar, Massinissa, Korifla, Hedba3, Guemgoum R'kham ont été classées parmi les premières.

L'analyse simultanée des variations de l'effet principal du géotype et de l'interaction géotype-environnement (GGE) a représenté 79,71% des variations. D'après les biplots issus de cette analyse, la sélectivité des environnements E4 et E3 a été la plus importante, la sélectivité de E5 et E2 a été faible alors que celle de E1 a été presque nulle. Les géotypes Simeto, Oued Elbared, Vitron, Massinissa, Djenah Khotifa et Gtadur, les plus distants du centre de biplot, ont été les géotypes les plus instables alors que Waha, Megress, Korifla, Altar et Goum R'kham, qui ont les plus courts vecteurs, sont les plus stables. Les géotypes Simeto, Gtadur, Mohamed Ben Bachir, Guemgoum R'kham et Vitron ont manifesté une adaptation spécifique aux conditions favorables similaires à celles de E4, Oued Elbared, Masinissa, Djenah Khotifa, Korifla, Altar, Hedba3, Oued Zenati, et Bidi17 ont montré une adaptation spécifique aux conditions intermédiaires similaires à celles de E3, et le reste des géotypes à savoir : Bousselem, Boutaleb, Waha et Megress n'ont montré aucune adaptation spécifique aux environnements d'étude.

Le classement des géotypes par ordre décroissant pour la combinaison (performance-stabilité) par rapport au géotype idéal pour les 05 environnements d'étude a été comme suit : Mohamed Ben Bachir, Simeto, Altar84, Guemgoum R'kham, Massinissa, Korifla, Gtadur, Oued Elbared, Hedba3, Oued Zenati, Djenah Khotifa, Bidi17, Vitron, Megress, Waha, Boutaleb et Bousselem.

La deuxième partie, qui explore la possibilité d'exploitation des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) dans la production de blé dur a montré des résultats prometteurs.

Dans l'essai de l'inoculation par les CMA de 3 géotypes de blé dur en pot, avec ou sans déficit hydrique en fin de cycle, les résultats des paramètres morphologiques, physiologiques et agronomiques ont montré un effet positif de l'inoculation sur la croissance, la production, l'efficacité d'utilisation d'eau et la tolérance à la sécheresse en fin de cycle. Les résultats ont aussi suggéré la

présence d'une spécificité génotypique dans la colonisation racinaire par les CMA et la réponse à l'inoculation par les CMA.

Les résultats de l'inoculation de 5 génotypes en plein champs dans 3 environnements ont montré un effet positif de l'inoculation sur le taux de colonisation racinaire (TCR). L'augmentation de TCR a été bénéfique pour la plante, il a été accompagné par une amélioration de la tolérance au déficit hydrique selon la teneur relative en eau, le poids spécifique des feuilles et la teneur en sucres solubles. Ces derniers résultats ont été appuyés par les mesures agronomiques ou la biomasse a été améliorée indiquant une meilleure efficacité d'utilisation d'eau et l'amélioration du poids des grains et l'indice de récolte indique une efficacité de translocation des photosynthétas vers les graines, ce qui s'est traduit par une amélioration du rendement final.

Ces résultats encouragent l'exploitation des CMA pour la production de blé dur en zone semi-aride, cependant des études à grandes échelles et à long terme sont recommandées pour évaluer l'effet de l'inoculum sur les différentes espèces et variétés de Blé, leurs interactions avec l'environnement biotique et abiotique ainsi que leurs rentabilités économiques.

La comparaison de l'effet du système de travail du sol conventionnel et le semis direct sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur dans 3 sites en zone semi-aride, montre la présence des différentes structures des mycorhizes arbusculaires dans les racines de blé dur et les spores des CMA dans toutes les parcelles étudiées. Les taux de colonisation racinaire ont varié en fonction du site et du système de travail du sol alors que la densité des spores a varié seulement en fonction du site. La densité des spores a été plus importante dans les sites exposés au déficit hydrique à l'opposé de la colonisation racinaire par les CMA. Le semis direct a amélioré les taux de colonisations racinaire de 54 % par rapport au travail conventionnel du sol et cette amélioration a été plus importante sous déficit hydrique particulièrement la forme arbusculaire. Nos résultats ont montré aussi que le déficit hydrique stimule la sporulation. Les taux de colonisation racinaire enregistrés ont été positivement corrélés avec la teneur de la matière organique et le pH du sol et négativement corrélé avec les teneurs avec le phosphore assimilable dans le sol dans le sol. L'association positive entre le semis direct et les CMA suggère la possibilité d'exploiter leurs effets conjugués pour une production durable du blé dur particulièrement sous stress hydrique

Références bibliographiques

1. Abdel Latef A and Chaoxing H, 2011. Arbuscular mycorrhizal influence on growth, photosynthetic pigments, osmotic adjustment and oxidative stress in tomato plants subjected to low temperature stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, 33 : 1217-1225.
2. Abdel Latef AA and Miransari M, 2014. The role of arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress. In: *Use of microbes for the alleviation of soil stresses*: 23–38. Springer Science+Business Media, New York, USA.
3. Abdellaoui Z, Fettih S and Zaghouane O, 2006. Etude comparative de l'effet du semis direct et du labour conventionnel sur le comportement d'une culture de blé dur en conditions pluviales. Dans : 3^{ème} Rencontres Méditerranéennes du Semis Direct, Saragosse (Espagne), 23-25 mars 2006.
4. ACIA, 2014. La biologie du *Triticum turgidum ssp. durum* (Blé dur). Document de biologie BIO2006-07 : Cahier parallèle aux Critères d'évaluation du risque environnemental associé aux végétaux à caractères nouveaux. <http://www.inspection.gc.ca/vegetaux/vegetaux-a-caracteres-nouveaux/demandeurs/directive-94-08/documents-sur-la-biologie/triticum-turgidum-ssp-durum/fra/1330983955477/1330984025320>
5. Agarwal P and Sah P, 2009. Ecological Importance of Ectomycorrhizae in World Forest Ecosystems. *Nature and Science*, 7 (2): 107–16.
6. Aggarwal A, Kadian N, Tanwar A, Yadav A and Gupta K K, 2011. Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) in Global Sustainable Development. *Journal of Applied and Natural Science*, 3 (2): 340–51.
7. Agyeman A, Parkes E and Peprah BB, 2015. AMMI and GGE biplot analysis of root yield performance of cassava genotypes in the forest and coastal ecologies. *International Journal of Agricultural Policy and Research*, 3(3): 222-232
8. Ahanger MA and Agarwal RM, 2017. Potassium up-regulates antioxidant metabolism and alleviates growth inhibition under water and osmotic stress in wheat (*Triticum aestivum L.*). *Protoplasma*, 254 (4): 1471–1486.
9. Ahanger MA, Tittal M, Mir RA and Agarwal RM, 2017. Alleviation of water and osmotic stress-induced changes in nitrogen metabolizing enzymes in *Triticum aestivum L.* cultivars by potassium. *Protoplasma*, 254(5): 1953– 1963.
10. Ahmad P, Sarwat M, Bhat NA, Wani MR, Kazi AG and Tran LS, 2015. Alleviation of cadmium toxicity in *Brassica juncea L.* (Czern. & Coss.) by calcium application involves various physiological and biochemical strategies. *PLoS One* 10(1):e0114571.
11. Aissa AD and Mhiri A, 2002. Fertilisation phospho-potassique du blé dur en culture intensive en Tunisie. *Cahiers Agricultures*, 11(6): 391-397.
12. Ait El Mokhtar M, Laouane RB, Anli M, Boutasknit A, Wahbi S and Meddich A, 2019. Use of mycorrhizal fungi in improving tolerance of the date palm (*Phoenix dactylifera L.*) seedlings to salt stress. *Scientia Horticulturae*, 253: 429- 438.
13. Akıncı Ş and Lösel DM, 2012. Plant Water-Stress Response Mechanisms. *Water Stress*: 1-42. Ismail Md. Mofizur Rahman (Ed.), InTechOpen, UK.
14. Al Karaki G, McMichael B and Zak J, 2004. Field response of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress. *Mycorrhiza*, 14(4): 263-269.
15. Al-Hmoud G and Al-Momany A, 2017. Effect of four mycorrhizal products on squash plant growth and its effect on physiological plant elements. *Advances in Crop Science and Technology*, 5:260.
16. Anne P, 1945. Sur le dosage rapide du carbone organique des sols. *Annales agronomiques*, 2(1): 161-172.
17. Annicchiarico P, 1992. Cultivar adaptation and recommendation from alfalfa trials in Northern Italy. *Journal of Genetics and Breeding*, 46: 269-78.
18. Araus JL and Cairns JE, 2014. Field high-throughput phenotyping: the new crop breeding frontier. *Trends in Plant Science*, 19 : 52–61.
19. Aroca R, Vernieri P and Ruiz-Lozano JM, 2008. Mycorrhizal and non-mycorrhizal *Lactuca sativa* plants exhibit contrasting responses to exogenous ABA during drought stress and recovery. *Journal of Experimental Botany*, 59(8): 2029–2041.
20. Asgher M, Khan NA, Khan MIR, Fatma M and Masood A, 2014. Ethylene production is associated with alleviation of cadmium-induced oxidative stress by sulfur in mustard types differing in ethylene sensitivity. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 106:54–61.
21. Ashraf M, 2010. Inducing Drought Tolerance in Plants: Recent Advances. *Biotechnology Advances*, 28 (1): 169-83.
22. Augé RM, 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11: 3–42.
23. Bago B, Pfeffer PE and Shachar-Hill Y, 2000. Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. *Plant*

Physiology, 124 : 949–957.

24. Bahlouli F, Bouzerzour H and Benmahammed A, 2008. Effets de la vitesse et de la durée du remplissage du grain ainsi que de l'accumulation des assimilats de la tige dans l'élaboration du rendement du blé dur (*Triticum durum* Desf.) dans les conditions de culture des hautes plaines orientales d'Algérie. *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment*, 12 (1), 2008: 31-39.
25. Baon JB, Smith SE and Alston AM, 1994. Growth response and phosphorus uptake of rye with long and short root hairs: interactions with mycorrhizal infection. *Plant Soil*, 167: 247–254.
26. Barrow CJ, 2012. Biochar potential for countering land degradation and for improving agriculture. *Applied Geography*, 34: 21–28.
27. Barrs H and Weatherley P, 1962. A reexamination of the relative turgidity technique for estimating water deficits in leaves. *Australian Journal of Biological Sciences*, 15: 413–428.
28. Barto EK, Alt F, Oelmann Y, Wilcke W and Rillig MC, 2010. Contributions of biotic and abiotic factors to soil aggregation across a land use gradient. *Soil Biology and Biochemistry*, 42: 2316–2324.
29. Bárzana G, Aroca R, Antonio Paz J, Chaumont F, Martinez-Ballesta MC, Carvajal M and Ruiz-Lozano JM, 2012. Arbuscular mycorrhizal symbiosis increases relative apoplastic water flow in roots of the host plant under both well-watered and drought stress conditions. *Annals of Botany*, 109: 1009-1017.
30. Basile N, 1986. Le poids spécifique des feuilles : un indice de production de quatre graminées fourragères. *Agronomie*, EDP Sciences, 6(1) : 115-117.
31. Basu S, Rabara RC and Negi S, 2018. AMF: The future prospect for sustainable agriculture. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 102: 36-45.
32. Baum C, El-Tohamy W and Gruda N, 2015. Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: A Review. *Scientia Horticulturae*, 187: 131–41.
33. Becerra AG, Cabello M, Zak MR and Bartoloni N, 2009. Arbuscular mycorrhizae of dominant plant species in Yungas forests, Argentina. *Mycologia*, 101(5): 612-621.
34. Becker HC and Leon J, 1988. Stability analysis in plant breeding. *Plant Breeding*, 101(1):1–23.
35. Begum N, Qin C, Ahanger MA, Raza S, Khan MI, Ahmed N and Zhang L, 2019. Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation: implications in abiotic stress tolerance. *Frontiers in plant science*, 10: 1–15.
36. Beltrano J and Ronco MG, 2008. Improved tolerance of wheat plants (*Triticum aestivum* L.) to drought stress and rewatering by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus claroideum*: Effect on growth and cell membrane stability. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 20: 29– 37.
37. Beltrano J, Ruscitti M, Arango MC and Ronco M, 2013. Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and P levels. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 13(1): 123-141.
38. Ben-Hammouda and Boubaker, 2000. Production du blé dur en fonction de la variété et du régime hydrique en Tunisie. *Cahiers Agricoles*, 9 : 511-514.
39. Benmazari N, 2011. Recherche des conditions adéquates pour la micropropagation du cyprès du Tassili Cupressus duprziana A. CAMUS étude préliminaire des mycorhizes. Thèse de doctorat : Université Mouloud Maamari. Tizi-ouzou. Algérie.
40. Berbara RL, Souza FA and Fonseca H MAC, 2006. Fungos micorrízicos arbusculares: muito além da nutrição. In: *Nutricao Mineral de Plantas: 53-85*. FERNANDES, M.S. (Ed.). SBCS, Viçosa.
41. Berkman PJ, Lai K, Lorenc MT and Edwards D, 2012. Next- generation sequencing applications for wheat crop improvement. *American Journal of Botany*, 99: 365–371.
42. Bernardo L, Carletti P, Badeck FW, Rizza F, Morcia C, Ghizzoni R and Lucini L, 2019. Metabolomic responses triggered by arbuscular mycorrhiza enhance tolerance to water stress in wheat cultivars. *Plant Physiology and Biochemistry*, 137: 203-212.
43. Berruti A, Lumini E, Balestrini R and Bianciotto V, 2016. Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: let's benefit from past successes. *Front Microbiol*, 1559
44. Berta G, Fusconi A, Trotta A and Scannerini S, 1990. Morphogenetic modifications induced by the mycorrhizal fungus *Glomus* strain E3 in the root system of *Allium porrum* L. *New Phytologist*, 114:207– 215.
45. Bertheau Y, Gianinazzi-Pearson V and Gianinazzi S, 1980. Développement et expression de l'association endomycorhizienne chez le blé. I. Mise en évidence d'un effet variétal. *Annales de l'Amélioration Des Plantes*, 30, 67-78.
46. Bhalla PL, Sharma A and Singh MB, 2017. Enabling Molecular Technologies for Trait Improvement in Wheat. In:

- Wheat Biotechnology: 3-24. Bhalla P., Singh M. (eds). *Methods in Molecular Biology*, 1679. Humana Press, New York, NY.
47. Bhosale KS and Shinde BP. 2011. Influence of arbuscular mycorrhizal fungi on proline and chlorophyll content in *Zingiber officinale* Rosc grown under water stress. *Indian Journal of Fundamental and Applied Life Sciences*, 1(3): 172–176.
 48. Blum A, 1989. Breeding methods for drought resistance. *Plants under stress. Biochemistry, physiology and ecology and their application to plant improvement*. Hamlyn G. Jones, Flowers T.J., Jones M.B. Eds. 197-215. Cambridge University Press, Cambridge.
 49. Blum A, 2010. Plant water relations, plant stress and plant production. In: *Plant breeding for water-limited environments*: 11-51. Springer, London.
 50. Bonjean AP, Angus WJ and Van Ginkel M, 2016. *The World Wheat Book: A History of Wheat Breeding; Volume 3*. Lavoisier: Paris, France.
 51. Boulal H, Zaghouane O, El Mourid M and Rezgui S, 2007. Guide pratique des céréales d'automne (blé et orge) dans le Maghreb (Algérie. Maroc. Tunisie). ITGC/INRAA/ ICARDA.
 52. Bouslama M and Schapaugh WT, 1984. Stress tolerance in soybean. Part 1: evaluation of three screening techniques for heat and drought tolerance. *Crop Science*, 24: 933–937.
 53. Bowles TM, Jackson LE , Loeher M and Cavagnaro TR, 2017. Ecological intensification and arbuscular mycorrhizas: A meta-analysis of tillage and cover crop effects. *Journal of Applied Ecology*, 54 (6): 1785-93.
 54. Bremner, JM. and Mulvaney CS, 1982. Total nitrogen In: Page, AL, RH Miller, and DR Keeney (Eds). *Methods of Soil Analysis. Part 2*. American Society of Agronomy: 595-624. Madison, WI USA.
 55. Bruce TJA, Matthes MC, Napier JA and Pickett JA, 2007. Stressful memories of plants: evidence and possible mechanisms. *Plant Science*, 173: 603-608.
 56. Brundrett MC and Tedersoo L, 2018. Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220(4): 1108-1115.
 57. Brundrett MC, 2002. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*, 154: 275–304.
 58. Busby RR, 2012. Seasonal Variation in Arbuscular Mycorrhizal Fungi Root Colonization of Cheatgrass (*Bromus Tectorum*), an Invasive Winter Annual. *Journal of Ecosystem & Ecography*. S,8.
 59. Bustos DV, Hasan AK, Reynolds MP and Calderini DF, 2013. Combining high grain number and weight through a DH-population to improve grain yield potential of wheat in high-yielding environments. *Field crops research*, 145: 106–115.
 60. Buto T, Suzuki K, Kaidzu T, Narisawa T, Turgay OC, Ortas I, Harada N and Nonaka M, 2016. Arbuscular mycorrhizal fungal community of wheat under long-term mineral and organic amendments in semi-arid Mediterranean Turkey. *Arid Land Research and Management*, 30(4): 479-489.
 61. Cameron DD, Neal AL, Van Wees SCM and Ton J, 2013. Mycorrhiza- induced resistance: more than the sum of its parts? *Trends Plant Science*, 18:539–545.
 62. Carillo P and Gibon Y, 2011. Protocol: extraction and determination of proline. PrometheusWiki.
 63. Cavagnaro TR, 2008. The role of arbuscular mycorrhizas in improving plant zinc nutrition under low soil zinc concentrations: a review. *Plant Soil*, 304 : 315–325.
 64. Cely MVT, de Oliveira AG, de Freitas VF, de Luca MB, Barazetti AR, dos Santos IMO, Gionco B, Garcia GV, Prete CEC and Andrade G, 2016. Inoculant of arbuscular mycorrhizal fungi (*Rhizophagus clarus*) increase yield of soybean and cotton under field conditions. *Frontiers in microbiology*, 7: 1-9.
 65. Ceoloni C and Jauhar PP, 2006. Chromosome engineering of the durum wheat genome: strategies and applications of potential breeding value. In: Singh RJ, Jauhar PP, editors. *Genetic resources, chromosome engineering, and crop improvement, volume 2: Cereals: 27–59*. Boca Raton (FL): CRC Press.
 66. Chahbar S and Belkhdouja M, 2016. Water deficit effects on morpho-physiological parameters in durum wheat. *Journal of Fundamental and Applied Sciences*, 8(3): 1166-1181.
 67. Chaieb N, Labidi S, Ayed S, Mdellel L, Chiab A, Jeddi FB and Ben-Hammouda M, 2020. Effect of tillage practices and cultivation year on natural mycorrhization and mineral uptake of durum wheat during tillering stage under rainfed conditions. *Asian Research Journal of Agriculture*, 13(3): 34-42.
 68. Chandrasekaran M, Boughattas S, Hu SJ, Oh SJ and Sa TM, 2014. A meta- analysis of arbuscular mycorrhizal effects on plants grown under salt stress. *Mycorrhiza*, 8:611–625.
 69. Chaves MM, Oliveira MM. 2004. Mechanisms underlying plant resilience to water deficits: prospects for water-saving agriculture. *Journal of Experimental Botany*, 55: 2365–2384.

70. Chaves MM, Pereira JS, Maroco JP, Rodrigues ML, Ricardo CPP, Osorio ML, Carvalho I, Faria T and Pinheiro C. 2002. How plants cope with water stress in the field: photosynthesis and growth. *Annals of Botany*, 89(7): 907–916.
71. Chen S, Jin W, Liu A, Zhang S, Liu D and Wang F, 2013. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) increase growth and secondary metabolism in cucumber subjected to low temperature stress. *Scientia Horticulturae*, 160, 222–229.
72. Chen X, Song F, Liu F, Tian C, Liu S, Xu H, Zhu X. 2014. Effect of different arbuscular mycorrhizal fungi on growth and physiology of maize at ambient and low temperature regimes. *The scientific world journal* 2014, 956141-956141.
73. Chitarra W, Pagliarani C, Maserti B, Lumini E, Siciliano I, Cascone P, Schubert A, Gambino G, Balestrini R and Guerrieri E, 2016. Insights on the Impact of arbuscular mycorrhizal symbiosis on tomato tolerance to water stress. *Plant Physiology*, 171(2): 1009-1023.
74. Choukan R, Taherkhani T, Ghannadha MR and Khodarahmi M, 2006. Evaluation of drought tolerance maize lines by drought stress tolerance indices. *Iranian Journal of Agricultural Science*, 8: 2000-2010.
75. Chris G, World Durum Outlook. Document en ligne: in <http://www.internationalpasta.org/resources/IPO%20BOARD%202013/2%20Chris%20Gillen.pdf>
76. Chun SC, Paramasivan M and Chandrasekaran M, 2018. Proline accumulation influenced by osmotic stress in arbuscular mycorrhizal symbiotic plants. *Frontiers in microbiology*, 9: 2525-2525.
77. Clarke JM and McCaig TN, 1982. Evaluation of techniques for screening for drought resistance in wheat. *Crop Science*, 22 : 503–506.
78. Clement-Grandcourt M and Prats J, 1971. *Les céréales Collections d'enseignement agricole*. 2eme Ed, Ballier France. 351p.
79. Coelho IR, Pedone-Bonfim MVL, Silva FSB and Maia LC, 2014. Optimization of the production of mycorrhizal inoculum on substrate with organic fertilizer. *Brazilian Journal of Microbiology*, 45: 1173–1178.
80. Cook J, Johnson VA and Allen RE, 1993. Le blé. Méthodes traditionnelle de sélection des plantes : un aperçu historique dessiné a servir de référence pour l'évaluation du rôle de la biotechnologie moderne. Ed. Organisation de Coopération et de Développement Economique, France, 67p.
81. Crossa J, Gauch h.G, and Zobel R.W, 1990. Additive main effects and multiplicative interaction analysis of two international maize cultivar trials. *Crop Science*, 30: 493–500.
82. Cullings KW, 1996. Single phylogenetic origin of ericoid mycorrhizae within the Ericaceae. *Canadian Journal of Botany*, 74: 1896–1909.
83. Dalpé Y, de Souza FA and Declerck S, 2005. Life cycle of *Glomus* species in monoxenic culture. In: *Biology of arbuscular mycorrhizal fungi under in vitro culture*: 49–71. Declerck S, Fortin JA, Strullu DG (eds). Springer, Germany.
84. De Souza FA, Declerck S, Smith E and Kowallchuk GA, 2005. Morphological, ontogenetic and molecular characterization of *Scutellospora reticulata* (Glomeromycota). *Mycol. Res.*, 109: 697-706.
85. De Vita P, Avio L, Sbrana C, Laidò G, Marone D, Mastrangelo AM, Giovannetti M, 2018. Genetic markers associated to arbuscular mycorrhizal colonization in durum wheat. *Scientific reports*, 8(1): 1-12.
86. Declerck S, Plenchette C, Strullu DG. 1995. Mycorrhizal dependency of banana (*Musa acuminata*, AAA group) cultivar. *Plant Soil*, 176: 183–187.
87. Dodig D, Zorić M, Kandić V, Perović D and Šurlan-Momirović G, 2012. Comparison of responses to drought stress of 100 wheat accessions and landraces to identify opportunities for improving wheat drought resistance. *Plant Breeding*, 131 : 369–379.
88. Dommergues Y and Mangenot F, 1970. *Ecologie microbienne du sol*. Paris: Masson, 76 pages.
89. Duan X, Neuman DS, Reiber JM, Green CD, Arnold M and Saxton AM, 1996. Mycorrhizal influence on hydraulic and hormonal factors implicated in the control of stomatal conductance during drought. *Journal of Experimental Botany*, 47 (303): 1541–1550.
90. Dubois M, Gilles KA, Hamilton PA, Ruberg A, Smith F. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28(3): 350- 356.
91. Dvorak J, Luo MC and Akhunov E, 2011. Vavilov's theory of centers of diversity in the light of current understanding of wheat diversity, domestication and evolution. *Czech Journal of Genetics and Plant Breeding*, 47: 20-27.
92. Eberhart S.A.T. and Russell W.A. 1966. Stability parameters for comparing varieties. *Crop Science*, 6: 36–40.
93. Elias EM, 1995. Durum wheat products. In: *Durum Wheat Quality in the Mediterranean Region*, 22: 23- 31. Di

Fonzo, N, Kaan F, Nachit M. Eds. Zaragoza, CIHEAM.

94. Ellouze W, Hamel C, DePauw RM, Knox RE, Cuthert RD and Singh AK. 2015. Potential to breed for mycorrhizal association in durum wheat. *Canadian journal of microbiology*, 62: 263–271.
95. Elser JJ, Bracken MES, Cleland EE, Gruner DS, Harpole WS, Hillebrand H and Smith JE, 2007. Global analysis of nitrogen and phosphorus limitation of primary producers in freshwater, marine and terrestrial ecosystems. *Ecology Letters*, 10: 1135–1142.
96. Eom AH, Hartnett DC and Wilson GWT, 2000. Host plant species effects on arbuscular mycorrhizal fungal communities in tallgrass prairie. *Oecologia*, 122: 435- 444.
97. Essiane-Ondo O, Zerbib J, Gianinazzi S and Wipf D. 2019. Wheat landraces with low mycorrhizing ability at field respond differently to inoculation with artificial or indigenous arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Symbiosis*, 78(3): 229-240.
98. Evelin H, Giri B and Kapoor R, 2012. Contribution of *Glomus intraradices* inoculation to nutrient acquisition and mitigation of ionic imbalance in NaCl-stressed *Trigonella foenum-graecum*. *Mycorrhiza*, 22:203–217.
99. Fan QJ and Liu JH. 2011. Colonization with arbuscular mycorrhizal fungus affects growth, drought tolerance and expression of stress-responsive genes in *Poncirus trifoliata*. *Acta Physiol Plant*, 33:1533–1542.
100. FAOSTAT, 2018. <http://faostat.fao.org>.
101. Farshadfar A, Zamani M, Matlabi M and Imam Jome A, 2001. Selection for drought tolerance in pea lines. *Iranian Journal of Agricultural Science*, 32: 65-77.
102. Farshadfar E, 2008. Incorporation of AMMI stability value and grain yield in a single non-parametric index (GSI) in bread wheat. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 11 (14):1791–1796.
103. Fasahat P, Rajabi A, Mahmoudi SB, Mahmoudi, Noghabi MA and Rad JM, 2015. An overview on the use of stability parameters in plant breeding. *Biom Biostat Int J.*, 2(5): 149–159.
104. Fellbaum CR, Mensah JA, Pfeffer PE, Kiers ET and Bücking H, 2012. The role of carbon in fungal nutrient uptake and transport: implications for resource exchange in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Plant Signal Behav.*, 7:1509–1512.
105. Fernandez GCJ. 1992. Effective selection criteria for assessing stress tolerance. In: Kuo, C.G. (Ed.), *Proceedings of the International Symposium on Adaptation of Vegetables and Other Food Crops in Temperature and Water Stress*, Publication, Tainan, Taiwan.
106. Fernández-Lizarazo JC and Moreno-Fonseca LP, 2016. Mechanisms for tolerance to water-deficit stress in plants inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi. A review. *Agronomía Colombiana*, 34(2): 179-189.
107. Ferrol N, Azcón-Aguilar C and Pérez-Tienda J, 2019. Arbuscular mycorrhizas as key players in sustainable plant phosphorus acquisition: An overview on the mechanisms involved. *Plant Science*, 280: 441-447.
108. Finlay KW and Wilkinson GN, 1963. Adaptation in a plant breeding programme. *Australian Journal of Agricultural Research*, 14: 742–754.
109. Fischer RA and Maurer R, 1978. Drought resistance in spring wheat cultivar. I. Grain yield responses. *Australian Journal of Agricultural Research*, 29: 897-912.
110. Fitter AH, 2004. Magnolioid roots–hairs, architecture and mycorrhizal dependency. *New Phytologist*, 164: 15-16.
111. Flores F, Moreno MT and Cubero JI, 1998. A comparison of uni variate and multivariate methods to analyze environments. *Field Crops Research*, 56: 271–86.
112. Fortin JA, Bécard G, Declerck S, Dalpé Y, St-Arnaud M, Coughlan AP and Piché Y, 2002. Arbuscular mycorrhiza on root organ cultures. *Can. J. Bot.*, 80:1–20.
113. Fox PN, Skovmand B, Thompson BK, Braun HJ and Cormier R, 1990. Yield and adaptation of hexaploid spring triticale. *Euphytica*, 47: 57-64
114. Francis TR, and Kannenberg LW, 1978. Yield stability studies in short-season maize: I. A descriptive method for grouping genotypes. *Canadian Journal of Plant Science*, 58: 1029–1034.
115. Frank, A. 1885. Über die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. *Berichte der Deutschen botanischen Gesellschaft*, 3: 128-1 45.
116. Frey MN and Moss DN, 1976. Variation in RuDPCase activity in barley. *Crop Science*, 16: 209-213.
117. Fusconi A, 2014. Regulation of root morphogenesis in Arbuscular Mycorrhizae: What role do fungal exudates, phosphate, sugars and hormones play in lateral root formation? *Annals of Botany*, 113(1): 19–33.
118. Garbaye J, 2013. La symbiose mycorrhizienne: une association entre les plantes et les champignons. Editions Quae.
119. Garcia del Moral LF, Rharrabti Y, Villegas and Royo C, 2003. Evaluation of grain yield and its components in durum wheat under Mediterranean conditions: An ontogenic approach. *Agron. J.*, 95(2): 266-274.

120. Garmendia I, Gogorcena Y, Aranjuelo I and Goicoechea N, 2017. Responsiveness of durum wheat to mycorrhizal inoculation under different environmental scenarios. *Journal of Plant Growth Regulation*, 36(4): 855-867.
121. Gate P, 1995. *Ecophysiologie du blé*. Ed. Lavoisier, Paris. 429 p.
122. Gauch GH, and Zobel RW, 1996. Genotype by environment interaction. CRC Press, Boca Raton, FL., In M.S. Kang and H.G. Gauch, Jr. (ed.), 85-122.
123. Gavériaux JP, 2012. Les Glomeromycota – Mycorrhizes VAM et Geosopon pyriformis (Kützing) Wettstein, *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.*, 92: 1-17.
124. Gavito ME, Rouhier H, Olsson PA, Medina PA, Jakobsen I, Bago B and Azcón AC, 2005. Temperature constraints on the growth and functioning of root organ cultures with arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, 168:179–188.
125. Genre A, Chabaud M, Balzergue C, Puech-Pagès V, Novero M and Rey T, 2013. Short-chain chitin oligomers from arbuscular mycorrhizal fungi trigger nuclear Ca²⁺ spiking in *Medicago truncatula* roots and their production is enhanced by strigolactone. *New Phytol.*, 198: 190-202.
126. Gerdemann JW and Nicolson TH, 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46: 235– 244.
127. Gianinazzi S, Golotte A, Binet MN, Van Tuinen D, Redecker D and Wipf D, 2010. Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*, 20, 519–530.
128. Gianinazzi-Pearson V, 1995. Morphological compatibility in interactions between roots and arbuscular endomycorrhizal fungi: molecular mechanisms, genes and gene expression, in: *Pathogenesis and Host Parasite Specificity in Plant Disease*, VoUI, K. Kohmots, R.P. Singh, and U.S. Singh, eds., Pergamon Press, Elsevier Science, Oxford.
129. Goto BT and Maia LC, 2006. Glomerospores: a new denomination for the spore of Glomeromycota, a group molecularly distinct from the Zygomycota. *Mycotaxon*, 96:129–132.
130. Govindarajulu M, Pfeiffer PE, Jin H, Abubaker J, Douds DD, Allen JW, Bücking H, Lammers PJ and Shachar-Hill Y, 2005. Nitrogen transfer in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Nature*, 435: 819–823.
131. Guendouz A, Guessoum S and Hafsi M, 2012. Investigation and selection index for drought stress in durum wheat (*Triticum durum Desf.*) under Mediterranean condition. *Electronic Journal of Plant Breeding*, 3(2), 733-740.
132. Haddad L, 2017. Analyses AMMI et GGE de l'interaction génotype x milieux du blé dur (*Triticum turgidum L. var. durum*) et identification des facteurs explicatifs de l'interaction. Thèse de Doctorat en Sciences, Université Sétif 1, 183p.
133. Hafsi M, Mechmeche W, Bouamama L, Djekoune A, Zaharieva M, and Monneveux P, 2000. Flag Leaf Senescence, as Evaluated by Numerical Image Analysis, and Its Relationship with Yield under Drought in Durum Wheat. *J. Agronomy and Crop Science*, 185: 275-280.
134. Harinikumar KM and Bagyaraj DJ, 1988. Effect of crop rotation on native vesicular–arbuscular mycorrhizal propagules in soil. *Plant Soil*, 110:77–80.
135. Harley JL and Smith SE, 1983, *Mycorrhizal Symbiosis*, Academic Press, New York.
136. Hartnett DC and Wilson GWT, 1999. Mycorrhizae influence plant community structure and diversity in a tallgrass prairie. *Ecology*, 80:1187-1195.
137. Hasanuzzaman M, Gill SS and Fujita M, 2013. Physiological role of nitric oxide in plants grown under adverse environmental conditions. In: Tuteja N, Gill SS (eds.) *Plant acclimation to environmental stress*, pp. 269–322. Springer Science+Business Media NY,
138. Hazzoumi Z, Moustakime Y and Joutei KA, 2015. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and water stress on growth, phenolic compounds, glandular hairs, and yield of essential oil in basil (*Ocimum gratissimum L.*). *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 2(1): 1-11.
139. Hodge A, Campbell CD and Fitter AH, 2001. An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature*, 413: 297 299.
140. Hopkins B and Ellsworth J, 2005. Phosphorus Availability with Alkaline/calcareous Soil. *Western Nutrient Management Conference*, 6: 88–93.
141. Horneck DA, Sullivan DM, Owen JS and Hart JM, 2011. *Soil test interpretation guide*. Oregon State University, Extension Service.
142. Hu H and Xiong L, 2014. Genetic engineering and breeding of drought-resistant crops. *Annual Review of Plant Biology*, 65: 715–741.
143. Huang GB, Chai Q, Feng FX and Yu AZ, 2012. Effects of different tillage systems on soil properties, root growth, grain yield, and water use efficiency. *Journal of Integrative Agriculture*, 11(8): 1286-1296

144. Huang J, Luo S and Zeng R, 2003. Mechanisms of plant disease resistance induced by arbuscular mycorrhizal fungi. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao = The journal of applied ecology*, 14:819–822.
145. Huhn M, 1990. Nonparametric measures of phenotypic stability. Part 1: Theory. *Euphytica*, 47:189–1990.
146. Ianson DC and Allen MF, 1986. The effects of soil texture on extraction of vesicular-arbuscular mycorrhizal spores from arid soils. *Mycologia*, 78: 164–168. http://ccb.ucr.acsitefactory.com/facilities/lab/lab_protocols
147. Igiehon NO and Babalola OO, 2017. Biofertilizers and sustainable agriculture: exploring arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 101(12): 4871–4881.
148. Impa SM, Nadaradjan S and Jagadish SVK, 2012. Drought stress induced reactive oxygen species and anti-oxidants in plants. In: Ahmad P, Prasad M (eds) *Abiotic stress responses in plants*. Springer, New York
149. Jacobson KM, 1997. Moisture and substrate stability determine VA-mycorrhizal fungal community distribution and structure in an arid grassland. *Journal of Arid Environments*. 35(1):59-75.
150. Jakobsen I, 1995. Transport of phosphorus and carbon in VA mycorrhizas. In *Mycorrhiza*, pp297-324. Springer, Berlin, Heidelberg.
151. Jakobsen I, Leggett ME and Richardson AE, 2005. Rhizosphere microorganisms and plant phosphorus uptake. *Phosphorus: Agriculture and the environment*, 46: 437-494.
152. Jansa J, Mozafar A and Frossard E, 2003. Long-distance transport of P and Zn through the hyphae of an arbuscular mycorrhizal fungus in symbiosis with maize. *Agronomie*, 23:481–88
153. Jastrow JD and Miller R, 2000. Soil aggregation in the rhizosphere: optimal conditions for multiple mechanisms. P. 21. *Proceedings of Ecol. Soc. Amer. 85th Ann. Meeting, Snowbird, UT.*
154. Jayne B and Quigley M, 2014. Influence of Arbuscular Mycorrhiza on growth and reproductive response of plants under water deficit: A Meta-Analysis. *Mycorrhiza*, 24 (2): 109–19.
155. Johri AK, Oelmüller R, Dua M, Yadav V, Kumar M, Tuteja N, Varma A, Bonfante P, Persson B L and Stroud RM, 2015. Fungal Association and Utilization of Phosphate by Plants: Success, Limitations, and Future Prospects. *Frontiers in Microbiology*, 6 (OCT): 1-13.
156. Jones HG, 1993. Drought tolerance and water-use efficiency. *Water deficits plant responses from cell to community.* (ed. by J.A.C. Smith, H. Griffiths). 193-203. BIOS Sci. Ltd. Oxford.
157. Joyce PA, Aspinall D and Paley LG, 1992. Photosynthesis and the accumulation of proline in response to water deficit. *Functional Plant Biology*, 19(3): 249-261.
158. Kabbaj H, Sall A T, Al-Abdallat A, Geleta M, Amri A and Filali-Maltouf A, 2017. Genetic diversity within a global panel of durum wheat (*Triticum durum*) landraces and modern germplasm reveals the history of alleles exchange. *Front. Plant Sci.*, 8: 1277.
159. Kabir Z, 2005. Tillage or no-tillage: impact on mycorrhizae. *Canadian Journal of Plant Science*. 85(1): 23-29.
160. Kadhem FA and Baktash FY, 2016. AMMI analysis of adaptability and yield stability of promising lines of bread wheat (*Triticum aestivum L.*). *Iraqi Journal of Agricultural Science*, 47.7-special issue (2016).
161. Kang MS. 1993. Simultaneous selection for yield and stability in crop performance trials: Consequences for growers. *Agronomy Journal*, 85: 754-757.
162. Karandashov V and Bucher M. 2005. Symbiotic phosphate transport in arbuscular mycorrhizas. *Trends in Plant Science*, 10:22–29.
163. Kaya KC, Ashraf M, Sonmez O, Aydemir S, Tuna AL and Cullu MA, 2009. The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. *Sci. Hortic.*, 121:1-6.
164. Kaya Y, Akçura M and Taner S, 2006. GGE-biplot analysis of multi-environment yield trials in bread wheat. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 30(5), 325-337.
165. Kayama M and Yamanaka T, 2014. Growth characteristics of ectomycorrhizal seedlings of *Quercus glauca*, *Quercus Salicina*, and *Castanopsis Cuspidata* planted on acidic soil. *Trees-Struct Funct.*, 28:569–583.
166. Kehri HK, Akhtar O, Zoomi I and Pandey D, 2018. Arbuscular Mycorrhizal Fungi: Taxonomy and Its Systematics. *International Journal of Life Sciences Research*, 6(4): 58-71.
167. Khalvati MA, Hu Y, Mozafar A and Schmidhalter U, 2005. Quantification of water uptake by arbuscular mycorrhizal hyphae and its significance for leaf growth, water relations, and gas exchange of barley subjected to drought stress. *Plant Biol.*, 6:706–712
168. Kiers ET, Duhamel M, Beesetty Y, Mensah JA, Franken O, Verbruggen E and Bucking H, 2011. Reciprocal rewards stabilize cooperation in the Mycorrhizal symbiosis. *Science*, 333: 880–882.
169. Kiriacheck SG, Azevedo LBC, Peres LEP, Lambais MR, 2009. Regulação do desenvolvimento de micorrizas arbusculares. *Rev Bras Ciênc Solo*, 33(1):1–16.

170. Köhl L, Lukaszewicz CE and Van der Heijden MG, 2016. Establishment and effectiveness of inoculated arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural soils. *Plant, cell & environment*, 39(1): 136-146.
171. Kranner I, Minibayeva FV, Beckett RP and Seal CE, 2010. What is stress? Concepts, definitions and applications in seed science. *New Phytol.*, 188: 655–673.
172. Kristin AS, Senra RR, Perez FI, Enriquez BC, Gallegos JAA, Vallego PR, Wassimi N, and Kelley JD, 1997. Improving common bean performance under drought stress. *Crop Science*, 37: 43-50.
173. Kubikova E, Moore JL, Ownlew BH, Mullen MD and Augé RM, 2001. Mycorrhizal impact on osmotic adjustment in *Ocimum basilicum* during a lethal drying episode. *J. Plant Physiol.*, 158: 1227–1230.
174. Kucey RMN and Janzen HH, 1987. Effect of VAM and reduced nutrient availability on growth and phosphorus and micronutrient uptake of wheat and field beans under greenhouse conditions. *Plant and Soil*, 104: 71–78.
175. Kumar V, Shekhawat A S, Kumar Y and Kaur S, 2020. G×E Models for Yield Adaptation and Target Environment Analysis in Barley (*Hordeum Vulgare*). *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 90 (1): 128–32.
176. Lambert DH, Baker DE and Cole JH, 1979. The role of mycorrhizae in the interactions of phosphorus with zinc, copper, and other elements. *Soil Science Society of America Journal*, 43(5): 976-980.
177. Langridge P and Reynolds MP, 2015. Genomic tools to assist breeding for drought tolerance. *Current Opinion in Biotechnology*, 32: 130–135.
178. Lehman RM, Osborne SL, Taheri WI, Buyer JS and Chim BK, 2019. Comparative measurements of arbuscular mycorrhizal fungal responses to agricultural management practices. *Mycorrhiza*. 29(3): 227-235.
179. Levitt J, 1980. Responses of plants to environmental stresses, Academic Press, ISBN 0124455026, New York.
180. Li H, Smith FA, Dickson S, Holloway RE and Smith SE, 2008. Plant growth depressions in arbuscular mycorrhizal symbiosis: not just caused by carbon drain? *New Phytologist*, 178: 852–862.
181. Li T, Hu Y, Hao Z, Li H, Wang Y and Chen B, 2013. First cloning and characterisation of two functional aquaporin genes from an arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *New Phytologist*, 197: 617–630.
182. Lin CS, Binns MR and Lefkovich LP, 1986. Stability analysis: where do we stand?. *Crop Sci.*, 26: 894–900.
183. Lin CS, Binns MR, 1988. A superiority measure of cultivar performance for cultivar=location data. *Can. J. Plant Sci.*, 68: 193–198.
184. Liu H, Searle IR, Mather DE, Able AJ and Able JA, 2015. Morphological, physiological and yield responses of durum wheat to pre-anthesis water-deficit stress are genotype-dependent. *Crop Past. Sci.*, 66: 1024–1038.
185. Maamri K, Moumeni L and Hafsi M, 2018. Aqua-Crop Module as best tool to estimate water stress in Durum Wheat (*Triticum Durum Desf.*) under semi-arid conditions. *International Journal of Biosciences*, 12 (5): 176-185.
186. MacKey J, 2005. Wheat, its concept, evolution and taxonomy, in *Durum Wheat Breeding: Current Approaches and Future Strategies*, Vol. 1, 3–62. C. Royo, C. M. Nachit, N. Di Fonzo, J. L. Araus, W. H. Pfeiffer, and G. A. Slafer eds. New York, NY: Haworth Press.
187. Maherali H, 2014. Is There an Association between Root Architecture and Mycorrhizal Growth Response? *New Phytologist*, 204(1) : 192–200.
188. Maillet F, Poinso V, Andre O, Puech-Pages V, Haouy A, Gueunier M, Giraudet D, Formey D, Martinez EA, Driguez H, Becard G and Dénarié J, 2011. Fungal lipochitooligosaccharide symbiotic signals in arbuscular mycorrhiza. *Nature*, 469:58–63.
189. Manschadi AM, Christopher J, Devoil P and Hammer GL, 2006. The role of root architectural traits in adaptation of wheat to water-limited environments. *Functional Plant Biology*, 33: 823-837.
190. Manske GGB, Ortiz-Monasterio JI, Van Ginkel M, González RM, Rajaram S and Molina E, 2000. Traits associated with improved P- uptake efficiency in CIMMYT's semidwarf spring bread wheat grown on an acid Andisol in Mexico. *Plant Soil*, 221(2): 189–204.
191. Marandola D, Belliggiano A, Romagnoli L and Ievoli C, 2019. The spread of no-till in conservation agriculture systems in Italy: indications for rural development policy-making. *Agricultural and food economics*, 7(1):1-22.
192. Marcotuli I, Colasuonno P., Hsieh YSY, Fincher G B and Gadaleta A, 2020. Non-Starch Polysaccharides in Durum Wheat: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, 21 (8): 18p.
193. Mathimaran N, Sharma M P, Mohan Raju B and Bagyaraj D, 2017. Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis and Drought Tolerance in Crop Plants. *Mycosphere*, 8(3): 361–376.
194. Mathur S, Tomar RS and Jajoo A, 2018. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) protects photosynthetic apparatus of wheat under drought stress. *Photosynthesis research*, 139 (1-3): 227-238.
195. Maya MA and Matsubara Y, 2013. Influence of arbuscular mycorrhiza on the growth and antioxidative activity in *Cyclamen* under heat stress. *Mycorrhiza*, 23 (5): 381–390.

196. McGonigle TP, Miller MH, Evans DG, Fairchild GL and Swan JA, 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 115: 495–501.
197. Meixner C, Ludwig-Müller J, Miersch O, Gresshoff P, Staehelin C and Vierheilig H, 2005. Lack of mycorrhizal autoregulation and phytohormonal changes in the supernodulating soybean mutants nts1007. *Planta*, 222:709-715.
198. Mena-Violante HG, Ocampo-Jimenez O, Dendooven L, Martinez-Soto G, Gonzalez-Castafieda J, Davies FT Jr and Olalde-Portugal V, 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi enhance fruit growth and quality of chile ancho (*Capsicum annum L. cv San Luis*) plants exposed to drought. *Mycorrhiza*, 16:261–267
199. Merabet B et Boutiba A, 2004. Effet de l'irrigation de complément sur quelques variétés de blé dur dans une région semi-aride (plaine de Chéelif). *Annales de l'institut national agronomique El-Harrach*, 12(1-2) :89 :107.
200. Merabet BA et Boutiba A, 2005. L'irrigation de complément du blé dur. Influence de la nature du matériel végétal et de la variabilité climatique interannuelle dans une plaine semi-aride d'Algérie. *Sciences & Technologie. C, Biotechnologies*, 72-79.
201. Mercer KL and Perales HR, 2010. Evolutionary response of landraces to climate change in centers of crop diversity. *Evol. Appl.*, 3: 480–493
202. Miller G, Suzuki N, Ciftci-Yilmaz S and Mittler R, 2010. Reactive oxygen species homeostasis and signaling during drought and salinity stresses. *Plant Cell Environ.*, 33: 453–467.
203. Mir RR, Kumar J, Balyan HS and Gupta PK, 2012. A study of genetic diversity among Indian bread wheat (*Triticum aestivum L.*) cultivars released during last 100 years. *Genet. Resour. Crop Evol.*, 59: 717- 726.
204. Mohammed AF, 2020. Inoculation of drought-stressed wheat plant (*Triticum aestivum L.*) with single and combined inoculants of Arbuscular mycorrhizal fungi. *Novel Research in Microbiology Journal*. 4(5): 992-1004.
205. Moradtalab N, Roghieh H, Nasser A, Tobias EH and Günter N, 2019. Silicon and the association with an arbuscular-mycorrhizal fungus (*Rhizophagus clarus*) mitigate the adverse effects of drought stress on strawberry. *Agronomy*, 9: 41.
206. Mosa KA, Ismail A and Helmy M, 2017. Introduction to Plant Stresses. In *Plant Stress Tolerance*, 1-19. Springer Briefs in Systems Biology.
207. Moule C, 1980. Les céréales. Ed. Maison rustique. Paris. 318p.
208. Müller LM and Harrison MJ, 2019. Phytohormones, miRNAs, and peptide signals integrate plant phosphorus status with arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Current opinion in plant biology*, 50: 132-139.
209. Mwadingeni L, Shimelis H, Dube E, Laing MD and Tsilo TJ, 2016. Breeding wheat for drought tolerance: Progress and technologies. *J Integr Agric*, 15(5): 935-943.
210. Nassar R and Huhn M, 1987. Studies on estimation of phenotypic stability: tests of significance for nonparametric measures of phenotypic stability. *Biometrics*, 43: 45–53.
211. Neisse AC, Kirch JL and Hongyu K, 2018. AMMI and GGE Biplot for genotype×environment interaction: a medoid-based hierarchical cluster analysis approach for high dimensional data. *Biometrical Letters*, 55(2): 97-121.
212. Nelson AG and Spaner D, 2012. Cropping Systems Management, Soil Microbial Communities, and Soil Biological Fertility. *Sustainable Agriculture Reviews 4: Genetic Engineering, Biofertilisation, Soil Quality And Organic Farming*. Altieri, Miguel a, and C I Nicholls. 2012. Vol. 11.
213. Neumann E, Schmid B, Römheld V and George E, 2009. Extraradical development and contribution to plant performance of an arbuscular mycorrhizal symbiosis exposed to complete or partial root zone drying. *Mycorrhiza*, 20(1): 13-230.
214. Nevo E and Chen G, 2010. Drought and salt tolerances in wild relatives for wheat and barley improvement. *Plant, Cell and Environment*, 33: 670–685.
215. Newsham KK, Fitter AH and Watkinson AR, 1995. Multi-functionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizas. *Trends in Ecology and Evolution*, 10: 407–411.
216. Niwa R, Koyama T, Sato T, Adachi K, Tawaraya K, Sato S, Hirakawa H, Yoshida S and Ezawa T, 2018. Dissection of Niche Competition between Introduced and Indigenous Arbuscular Mycorrhizal Fungi with Respect to Soybean Yield Responses. *Scientific Reports*, 8 (1): 2–5.
217. Oehl F, de Souza FA and Sieverding E, 2008. Revision of *Scutellospora* and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhizal-forming Glomeromycetes. *Mycotaxon*, 106:311–360.
218. Oehl, F, Sieverding E, Mader P, Dubois D, Ineichen K, Boller T and Wiemken A, 2004. Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia*. 138:574–583.
219. Olivoto T and Lúcio AD, 2020. metan: an R package for multi-environment trial analysis. *Methods EcolEvol*. 11:783-789.

220. Olivoto T, Lúcio ADC, Da silva JAG, Marchioro VS, De Souza VQ and Jost E, 2019. Mean performance and stability in multi-environment trials I: Combining features of AMMI and BLUP techniques. *Agronomy Journal*, 111(6): 2949–60.
221. Olsen SR, 1954. Estimation of available phosphorus in soils by extraction with sodium bicarbonate. (No. 939). US Department of Agriculture.
222. Öpik M, Metsis M, Daniell TJ, Zobel M and Moora M, 2009. Large-scale parallel 454 sequencing reveals host ecological group specificity of arbuscular mycorrhizal fungi in a boreonemoral forest. *New Phytologist*, 184: 424–437.
223. Ortas I and Rafique M, 2017. The Mechanisms of Nutrient Uptake by Arbuscular Mycorrhizae. *Mycorrhiza - Nutrient Uptake , Biocontrol , Eco restoration*. Rafique, Mazhar. Ajit, Varma, Ram Prasad, and Tuteja Narendra, eds. 2017. *Mycorrhiza - Nutrient Uptake , Biocontrol , Eco restoration*. Fourth Edi. Springer International Publishing.
224. Ortas I and Sari N, 2003. Enhanced yield and nutrient content of sweet corn with mycorrhizal inoculation under field conditions. *Agricultura Mediterranea*, 3(4):188–195.
225. Ortaş I, Rafique M and Ahmed İAM, 2017. Application of Arbuscular Mycorrhizal Fungi into Agriculture. In: Wu QS. (eds) *Arbuscular Mycorrhizas and Stress Tolerance of Plants*. Springer, Singapore, 305-327.
226. Ortiz R, Trethowan R, Ortiz Ferrara G, Iwanaga M, Dodds JH, Crouch JH, Crossa J and Braun HJ, 2007. High yield potential, shuttle breeding, genetic diversity, and a new international wheat improvement. *Euphytica*, 157(3): 365–383.
227. Panwar JDS, 1993. Response of VAM and Azospirillum inoculation to water status and grain yield in wheat under water stress condition. *Indian Journal of Plant Physiology*, 36: 41-43.
228. Paradis R, Dalpé Y and Charest C, 1995. The combined effect of arbuscular mycorrhizas and short-term cold exposure on wheat. *New Phytologist*, 129: 637–642.
229. Pellegrino E, Öpik M, Bonari E and Ercoli L, 2015. Responses of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi: a meta-analysis of field studies from 1975 to 2013. *Soil Biology and Biochemistry*. 84: 210-217.
230. Peterson LR, Hugues M, Melville B and Lewis H, 2004. *Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology*. NCR research press. Ottawa. 173p.
231. Phillips JM and Hayman DS, 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British mycological Society*. 55(1): 158-161.
232. Pikul JL Jr, Chilom G, Rice J, Eynard A, Schumacher TE, Nichols K., Johnson JMF, Wright S, Caesar T and Ellsberry M, 2009. Organic matter and water stability of field aggregates affected by tillage in South Dakota. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 73: 197-206.
233. Pinheiro C, Chaves MM and Ricardo CP, 2001. Alterations in carbon and nitrogen metabolism induced by water deficit in the stems and leaves of *Lupinus albus* L. *Journal of Experimental Botany*, 52: 1063–1070.
234. Plaisted RI and Peterson LC, 1959. A technique for evaluating the ability of selection to yield consistently in different locations or seasons. *American Potato Journal*, 36: 381–385.
235. Plaisted RL, 1960. A shorter method for evaluating the ability of selections to yield consistently over locations. *American Potato Journal*, 37: 166–172.
236. Porcel R and Ruiz-Lozano JM, 2004. Arbuscular mycorrhizal influence on leaf water potential, solute accumulation, and oxidative stress in soybean plants subjected to drought stress. *Journal of Experimental Botany*, 55: 1743-1750.
237. Porcel R, Barea JM and Ruiz-Lozano JM, 2003. Antioxidant activities in mycorrhizal soybean plants under drought stress and their possible relationship to the process of nodule senescence. *New Phytologist*, 157: 135–143.
238. Pozo MJ and Azcon-Aguilar C, 2007. Unraveling mycorrhiza-induced resistance. *Current Opinion in Plant Biology*, 10: 393-398.
239. Purchase JL, Hatting H and Van Deventer CS, 2000. Genotype × environment interaction of winter wheat (*Triticum aestivum* L.) in South Africa: II. Stability analysis of yield performance. *South African Journal of Plant and Soil*, 17 (3): 101–7.
240. Purin S and Rillig MC, 2007. The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin: Limitations, progress, and a new hypothesis for its function. *Pedobiologia-Inter. J. of Soil Bio.*, 51: 123-130.
241. Rachmilevitch S, Lambers H and Huang B, 2006. Root respiratory characteristics associated with plant adaptation to high soil temperature for geothermal and turf-type *Agrostis* species. *Journal of Experimental Botany*, 57: 623–631.
242. Raghothama KG, 1999. Phosphate acquisition. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*,

50: 665–693.

243. Rambal S and Debussche G, 1995. Water balance of Mediterranean ecosystems under a changing climate. Global change and Mediterranean-type ecosystems. Ecological studies, Vol. 117. (ed. by Jose M. Moreno, Walter C. Oechel), 386-407. Springer- Verlag, New York.
244. Rapparini F and Peñuelas J, 2014. Mycorrhizal fungi to alleviate drought stress on plant growth. In Use of Microbes for the Alleviation of Soil Stresses 1, 21-42. Springer, New York, NY.
245. Redecker D, Schüßler A, Stockinger H, Stürmer S, Morton J and Walker C, 2013. An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). Mycorrhiza, 23: 515–531
246. Reynolds MP, Mujeeb-Kazi A and Sawkins M, 2005. Prospects for utilizing plant-adaptive mechanisms to improve wheat and other crops in drought- and salinity-prone environments. Annals of Applied Biology, 146: 239–259.
247. Richards RA, Rebetzke GJ, Watt M, Condon AG, Spielmeier W and Dolferus R, 2010. Breeding for improved water productivity in temperate cereals: phenotyping, quantitative trait loci, markers and the selection environment. Functional Plant Biology. 37: 85-97.
248. Rillig MC and Mummey DL, 2006. Mycorrhizas and soil structure. New Phytologist, 171: 41–53.
249. Rillig MC, 2004. Arbuscular mycorrhizae and terrestrial ecosystem processes. Eco. Letters, 7: 740–754.
250. Rillig, M.C, Wright S.F, Nichols K.A, Schmidt WF and Torn WS, 2001. Large contributions of arbuscular mycorrhizal to soil carbon pools in tropical forest soils. Plant and Soil, 223: 167-177.
251. Rosielle AA and Hamblin J, 1981. Theoretical aspects of selection for yield in stress and non-stress environment. tolerance maize lines by drought stress tolerance indices. Iranian Journal of Agricultural Science, Crop Science, 21 : 943-946.
252. Rosier CL, Hoyer AT and Rillig MC, 2006. Glomalin-related soil protein: assessment of current detection and quantification tools. Soil Biology & Biochemistry, 38: 2205–2211.
253. Rotich DC, Kiplagat OK and Were VW, 2018. Genotype by Environment Interaction on Yield Components and Stability Analysis of Elite Cassava Genotypes. International Journal of Plant Breeding and Crop Science, 5(1): 308-316.
254. Rouabhi A, Kebiche M and Hafsi M, 2018a. Climate Change during the Last Century in Sétif Province. Agriculture, 8(2): 61-75.
255. Rouabhi A, Laouar A, Mekhlouf A and Dhehibi B, 2018b. What are the factors affecting no-till adoption in the farming system of Setif province in Algeria? Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology, 6(6): 636-641.
256. Ruiz-Lozano JM and Azcón R, 1995. Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status. Physiol. Plant., 95: 472–478.
257. Ruiz-Lozano JM, 2003. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. Mycorrhiza, 13 (6): 309-317.
258. Ruiz-Lozano JM, Aroca R, Zamarreño ÁM, Molina S, Andreo-Jiménez B and Porcel R, 2015. Arbuscular mycorrhizal symbiosis induces strigolactone biosynthesis under drought and improves drought tolerance in lettuce and tomato. Plant, Cell & Environment, 39 (2): 441–452.
259. Ruíz-Sánchez M, Armada E, Muñoz Y, de Salamone IEG, Aroca R, Ruíz-Lozano JM and Azcón R. 2011. Azospirillum and arbuscular mycorrhizal colonization enhance rice growth and physiological traits under well-watered and drought conditions. Journal of plant physiology, 168(10): 1031-1037.
260. Ruíz-Sánchez M, Aroca R, Muñoz Y, Polón R, Ruiz-Lozano JM, 2010. The arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances the photosynthetic efficiency and the antioxidative response of rice plants subjected to drought stress. Journal of plant physiology, 167: 862–869.
261. Ryan MH and Graham JH, 2018. Little evidence that farmers should consider abundance or diversity of arbuscular mycorrhizal fungi when managing crops. New Phytologist, 220(4): 1092-1107.
262. Säle V, Aguilera P, Laczko E, Mäder P, Berner A, Zihlmann U and Oehl F, 2015. Impact of conservation tillage and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. Soil Biology and Biochemistry. 84: 38-52.
263. Sall AT, Chiari T, Legesse W, Ahmed S, Ortiz R, Van Ginkel M, and Bassi FM, 2019. Durum Wheat (*Triticum Durum Desf.*) Origin , Cultivation , and Potential Expansion in Sub-Saharan Africa. Agronomy, 9: 263.
264. Sanchez-Romera B, Ruiz-Lozano JM, Zamarreno AM, Garcia-Mina JM and Aroca R, 2016. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and methyl jasmonate avoid the inhibition of root hydraulic conductivity caused by drought. Mycorrhiza, 26:111–122.
265. Santander C, Sanhueza M, Olave J, Borie F, Valentine C and Cornejo P, 2019. Arbuscular mycorrhizal colonization

- promotes the tolerance to salt stress in lettuce plants through an efficient modification of ionic balance. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 19 (2): 321–331.
266. Sazzad K, 2007. Exploring plant tolerance to biotic and abiotic stresses. Swedish University of Agricultural Sciences, Uppsala
 267. Schipanski ME, Barbercheck M, Douglas MR, Finney DM, Haider K, Kaye JP and White C, 2014. A framework for evaluating ecosystem services provided by cover crops in agroecosystems. *Agricultural Systems*, 125: 12-22.
 268. Schneider CA, Rasband WS and Eliceiri KW, 2012. NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis. *Nature Methods*, 9: 671-675.
 269. Schnepf A, Roose T and Schweiger P, 2008. Impact of growth and uptake patterns of arbuscular mycorrhizal fungi on plant phosphorus uptake—a modelling study. *Plant Soil*, 312: 85–99.
 270. Schonfeld MA, Johnson RC, Carver BF and Mornhinweg DW, 1988. Water relations in winter wheat as drought resistance indicators. *Crop Science*, 28: 526-531.
 271. Schubler A, Schwarzott D and Walker C, 2001. A new fungal phylum, The Glomeromycota; Phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105: 1413-1421.
 272. Schweiger PF, Robson AD and Barrow NJ. 1995. Root hair length determines beneficial effect of a *Glomus* species on shoot growth of some pasture species. *New Phytologist*, 131: 247–254.
 273. Scott TW, Kiers ET, Cooper GA, dos Santos M and West SA, 2019. Evolutionary maintenance of genomic diversity within arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecology and Evolution*, 9:2425–2435.
 274. Selosse MA and Le Tacon F, 1998. The land flora: a phototroph-fungus partnership? *Trends in Ecology & Evolution*, 13:15-20.
 275. Selosse MA, Strullu-Derrien C, Martin FM, Kamoun S and Kenrick P, 2015. Plants, fungi and oomycetes: a 400 million year affair that shapes the biosphere. *New Phytologist*, 206: 501-506.
 276. Semcheddine NA, Guendouz A, Oulmi A and Hafsi M, 2017. Screening of Wheat (*Triticum Durum* Desf.) for Drought Tolerance in Semiarid Conditions. *International Journal of Biosciences*, 6655: 166–78.
 277. Sepp SK, Davison J, Jairus T, Vasar M, Moora M, Zobel M and Öpik M, 2019. Non-random association patterns in a plant–mycorrhizal fungal network reveal host–symbiont specificity. *Molecular ecology*, 28(2): 365-378.
 278. Sesay S, Jalloh AB and Sama VA, 2017. Grain Yield Stability in Three-way Cross Hybrid Maize Varieties using AMMI and GGE Biplot Analysis. *International Journal of Plant Breeding and Crop Science*, 4(3): 291-299.
 279. Sharma S, Prasad R, Varma A and Sharma A K, 2017a. Glycoprotein associated with *Funneliformis coronatum*, *Gigaspora margarita* and *Acaulospora scrobiculata* suppress the plant pathogens in vitro. *Asian J. Plant Pathology*, 11 (4): 192–202.
 280. Sharma S, Sharma AK, Prasad R and Varma A, 2017b. Arbuscular Mycorrhiza: A Tool for Enhancing Crop Production. Rafique, Mazhar. 2017. In: *Mycorrhiza - Nutrient Uptake , Biocontrol , Ecorestoration: 235-250*. Springer International Publishing AG.
 281. Sharma S, Sharma S, Aggarwal A, Sharma V, Singh MJ and Kaushik S, 2017c. Mass Multiplication of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. In: *Mycorrhizal Fungi: 155–174*. Aggarwal A and Yadav K Ed. : Astral international (P) Ltd. New Delhi, India
 282. Sharma V, Dubey R B and Khan R, 2019. Genotype-environment interaction on stability of grain yield and physio-biochemical traits in bread wheat (*Triticum aestivum* L.). *Bangladesh Journal of Botany*, 48 (4): 1143–51.
 283. Sharp, R.E., and W.J. Davies. 1979. Solute regulation and growth by for protein and carbohydrate synthesis in grains of wheat. *Plant roots and shoots of water-stressed maize plants*. *Planta* 147:43–49.
 284. Sheng M, Tang M, Zhang F and Huang Y, 2011. Influence of arbuscular mycorrhiza on organic solutes in maize leaves under salt stress. *Mycorrhiza*, 21: 423–430.
 285. Shinozaki K and Yamaguchi-Shinozaki K, 2000. Molecular response to dehydration and low temperature: differences and cross-talk between two stress signaling pathways. *Current Opinion in Plant Biology*, 3: 217-223.
 286. Shu B. and Wu QS, 2017. Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Adaption of P Stress in Plants. *Arbuscular Mycorrhizas and Stress Tolerance of Plants*. Wu, Qiang-sheng. 2017. Springer Nature Singapore Pte Ltd. 2017
 287. Shukla GK, 1972. Some statistical aspects of partitioning genotype-environmental components of variability. *Heredity*, 29: 237–245.
 288. Siddique M, Hamid A and Islam M, 2000. Drought stress effects on water relations of wheat. *Botanical bulletin of Academia Sinica*, 41: 35–39.
 289. Siddiqui ZA and Pichtel J, 2008. Mycorrhizae: an overview. In *Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry: 1-35*. Springer, Dordrecht.

290. Simon H, Lecoeur X and Codaccioni P, 1989. Produire des céréales à paille. Technique et Documentation-Lavoisier.
291. Singh A, 2007. Molecular basis of plant-symbiotic fungi interaction: an overview. *Science World*, 5:115–131.
292. Singh AK, Hamel C, Depauw RM and Knox RE, 2012. Genetic variability in arbuscular mycorrhizal fungi compatibility supports the selection of durum wheat genotypes for enhancing soil ecological services and cropping systems in Canada. *Canadian journal of microbiology*, 58(3): 293-302.
293. Singh I and Giri B, 2017. Arbuscular Mycorrhiza Mediated Control of Plant Pathogens . In: *Mycorrhiza - Nutrient Uptake, Biocontrol, Ecorestoration*. Varma A, Prasad R, Tuteja N, Eds. 4th Edi. Springer International Publishing.
294. Slafer GA, Araus JL, Royo C and Del Moral LFG, 2005. Promising ecophysiological traits for genetic improvement of cereal yields in Mediterranean environments. *Annals of Applied Biology*, 146(1): 61–70.
295. Smith FA and Smith SE, 1997. Structural diversity in (vesicular)–arbuscular mycorrhizal symbioses. *New phytologist*, 137(3): 373-388.
296. Smith SE and Read DJ, 1997. *Mycorrhizal Symbiosis* (2nd edition), Academic Press, London.
297. Smith SE and Read DJ, 2008. *Mycorrhizal symbiosis*, 3rd ed. Academic Press, Oxford. 800p.
298. Smith SE and Smith FA, 2011. Roles of Arbuscular mycorrhizas in plant nutrition and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. *Annual Review of Plant Biology*, 62: 227–250.
299. Sneller CH, Kilgore-Norquest L and Dombek D, 1997. Repeatability of Yield Stability Statistics in Soybean. *Crop Science*, 37: 2, 383–90.
300. Soltner H, Codaccioni P and lecoeur X, 1989. Produire des céréales à paille. *Agriculture d'aujourd'hui*. Ed Lavoisier Paris. 333p.
301. Soltner P, 2005. Les bases de la production végétales : La plante et son amélioration. *Collection et Techniques Agricoles*. 248p.
302. Soriano JM, Villegas D, Sorrells ME and Royo C, 2018. Durum wheat landraces from east and west regions of the Mediterranean basin are genetically distinct for yield components and phenology. *Frontiers in Plant Science*, 9: 1-9.
303. Souza FA, Dalpé Y, Declerck S, Providencia IE and Séjalon-Delmas N, 2005. Life history strategies in Gigasporaceae: insight from monoxenic culture. In: *in vitro culture of Mycorrhizas*: 73–91. Springer, Berlin, Germany.
304. Spielmeyer W, Hyles J, Joaquim P, Azanza F, Bonnett D, Ellis M.E, Moore C and Richards R.A, 2007. A QTL on chromosome 6A in bread wheat (*Triticum aestivum*) is associated with longer coleoptiles, greater seedling vigour and final plant height. *Theoretical and Applied Genetics*, 115 : 59–66.
305. Stevenin A, 2011. Symbiose mycorrhizienne: développement de nouvelles méthodes pour la synthèse de glycoconjugués bioactifs. Thèse, Université Paris Sud - Paris XI, 329 p.
306. Su SL, Singh D and Baghini SM, 2014. A critical review of soil moisture measurement. *Measurement*, 54: 92–105.
307. Syamsiyah J, Herawati A and Mujiyo, 2018. The potential of arbuscular mycorrhizal fungi application on aggregate stability in alfisol soil. *IOP Conf. Series: Earth Environ. Sci.*, 142: 012045.
308. Szabados L and Arnould S, 2010. Proline: A Multifunctional Amino Acid. *Trends in Plant Science*, 15(2): 89-97.
309. Taibi HHY, Smail-Saadoun N, Labidi S, Abdellaoui K, Makhoulouf M, Laouar A, Benouaret C, Rezki-Sekhi L, Boukais AB and Sahraoui ALH, 2020. The influence of no-till farming on durum wheat mycorrhization in a semi-arid region: A long-term field experiment. *Journal of Agricultural Science*, 12(4): 77-96.
310. Talaat NB and Shawky BT, 2014. Protective effects of arbuscular mycorrhizal fungi on wheat (*Triticum aestivum* L.) plants exposed to salinity. *Environmental and Experimental Botany*, 98:20–31.
311. Tausz-Posch S, Dempsey RW, Seneweera S, Norton RM, Fitzgerald G and Tausz M, 2015. Does a freely tillering wheat cultivar benefit more from elevated CO₂ than a restricted tillering cultivar in a water-limited environment *European Journal of Agronomy*, 64: 21-28.
312. Tawaraya K, 2003. Arbuscular mycorrhizal dependency of different plant species and cultivars, *Soil Science and Plant Nutrition*, 49(5): 655-668.
313. Tester M. and Langridge P, 2010. Breeding technologies to increase crop production in a changing world. *Science*, 327: 818–822.
314. Thennarasu K, 1995. On certain non-parametric procedures for studying genotype-environment interactions and yield stability. PhD thesis, PJ School, IARI, New Delhi, India.
315. Thirkell TJ, Charters, MD, Elliott AJ, Sait, SM and Field KJ, 2017. Are Mycorrhizal Fungi Our Sustainable Saviours? Considerations for Achieving Food Security. *Journal of Ecology*, 105(4): 921–29.
316. Thirkell TJ, Pastok D and Field KJ, 2019. Carbon for nutrient exchange between arbuscular mycorrhizal fungi and wheat varies according to cultivar and changes in atmospheric carbon dioxide concentration. *Global change biology*, 26(3): 1725-1738.

317. Trematerra P and Throne J, 2012. Insect and mite pests of durum wheat. Durum wheat, chemistry and technology, Second Edition. AACCI International Inc., St. Paul, MN, USA, 73-83.
318. Trépanier M, Becard G, Moutoglis P, Willemot C, Gagne S, Avis TJ and Rioux JA, 2005. Dependence of arbuscular-mycorrhizal fungi on their plant host for palmitic acid synthesis. *Appl. Environ. Microbiol.*, 71(9): 5341-47.
319. Troll W and Lindesly J, 1955. A photometric method for the determination of proline. *Journal of Biological Chemistry*, 215: 655-660.
320. Tshikunde NM, Mashilo J, Shimelis H and Odindo A, 2019. Agronomic and Physiological Traits, and Associated Quantitative Trait Loci (QTL) Affecting Yield Response in Wheat (*Triticum aestivum L.*): A Review. *Front. Plant Sci.*, 2019, 10:1428.
321. Turner BL, Papházy MJ, Haygarth PM and Mckelvie ID, 2002. Inositol phosphates in the environment. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 357: 449–469.
322. Turner NC, 1979. Drought resistance and adaptation to water deficits in crop plants. In: Mussell H, C. Staples R, eds. *Stress physiology in crop plants*. New York: John Wiley and Sons, 343-372.
323. Turrini A, Avio L, Giovannetti M and Agnolucci M, 2018. Functional complementarity of arbuscular mycorrhizal fungi and associated microbiota: the challenge of translational. *Frontiers in Plant Science*, 9:1407.
324. Valliyodan B and Nguyen HT, 2006. Understanding regulatory networks and engineering for enhanced drought tolerance in plants. *Current Opinion in Biotechnology*, 17: 113-122.
325. Van Der Heijden MGA, Boller T, Wiemken A and Sanders IR, 1998. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology*, 79: 2082-2091.
326. Van Slageren MW, 1994. Wild wheats: a monograph of *Aegilops L.* and *Amblyopyrum (Jaub. & Spach) Eig (Poaceae)*. Wageningen Agriculture University Papers, pp. XIII+512.
327. Vasconcelos ES, Reis MS, Cruz CD, Sediyaama T and Scapim CA, 2010. Adaptability and stability of semi-late and late maturing soybean genotypes in Minas Gerais state. *Acta Scientiarum. Agronomy Maringá*, 32(3): 411-415.
328. Verbruggen E, Röhling WFM, Gamper HA, Kowalchuk GA, Verhoef HA and Van der Heijden MGA, 2010. Positive effects of organic farming on below-ground mutualists: large-scale comparison of mycorrhizal fungal communities in agricultural soils. *New Phytologist*, 186:968–979.
329. Vierheilig H, Coughlan AP, Wyss URS and Piché Y, 1998. Ink and vinegar, a simple staining technique for arbuscular-mycorrhizal fungi. *Applied and environmental microbiology*, 64(12): 5004-5007.
330. Vinayak, K and Bagyaraj DJ, 1990. Vesicular-arbuscular mycorrhizae screened for Troyer citrange. *Biology and Fertility of Soils*, 9: 311–314.
331. Wachira F, Wilson NG, Omolo J and Mamati G, 2002. Genotype x environment interactions for tea yields. *Euphytica*, 127: 289-296.
332. Wagg C, Barendregt C, Jansa J and Heijden MGA, 2015. Complementarity in both plant and mycorrhizal fungal communities are not necessarily increased by diversity in the other. *J. Ecol.*, 103: 1233–1244.
333. Wahid A, Gelani S, Ashraf M and Foolad MR, 2007. Heat tolerance in plants: an overview. *Environmental and Experimental Botany*, 61:199–223
334. Walter J, Edwards J, Cai J, Mc Donald G, Miklavcic S.J and Kuchel H, 2019. High-Throughput Field Imaging and Basic Image Analysis in a Wheat Breeding Programme. *Front. Plant Sci.*, 10:449.
335. White PR, 1943. *A handbook of plant tissue culture*. Ronald. New York. US.
336. Wilhite DA and Glantz MH, 1985. Understanding: the Drought Phenomenon: The Role of Definitions, *Water International*, 10(3): 111-120
337. Wilson GWT, Rice CW, Rillig MC, Springer A and Hartnett DC, 2009. Soil aggregation and carbon sequestration are tightly correlated with the abundance of arbuscular mycorrhizal fungi: results from long-term field experiments. *Ecology Letters*, 12: 452–461
338. Wipf D, Krajinski F, Van Tuinen D, Recorbet G and Courty PE, 2019. Tansley Review Trading on the arbuscular mycorrhiza market: from arbuscules to common mycorrhizal networks . *New Phytologist* (2019): 1-16.
339. Wricke G, 1962. Über eine Methode zur Erfassung der ökologischen Streubreite in Feldversuchen. *Z. Pflanzenzücht*, 47: 92-96.
340. Wright SF and Upadhyaya A, 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungus. *Plant and Soil*, 198: 97-107.
341. Wu QS and Xia RX, 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi influence growth, osmotic adjustment and photosynthesis of citrus under well-watered and water stress conditions. *Journal of Plant Physiology*, 63: 417-425.
342. Wu QS and Zou YN, 2017. Arbuscular mycorrhizal fungi and tolerance of drought stress in plants. In *Arbuscular*

mycorrhizas and stress tolerance of plants. 25-41. Springer, Singapore.

343. Wu QS, Cao MQ, Zou YN and He XH, 2014. Direct and indirect effects of glomalin, mycorrhizal hyphae, and roots on aggregate stability in rhizosphere of trifoliolate orange. *Scientific reports*, 4: 5823.
344. Yan W and Kang MS, 2003. GGE biplot analysis: A graphical tool for breeders, geneticists, and agronomists. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
345. Yan W and Tinker NA, 2006. Biplot analysis of multi-environment trial data: principles and application. *Canadian journal of plant science*, 86:623-645.
346. Yan W, Hunt LA, Sheng Q and Sulavnic Z, 2000. Cultivar evaluation and mega-environment investigation based on the GGE biplot. *Crop Science*, 40: 597-05.
347. Yan W, Kang MS, Ma B, Woods S and Cornelius PL, 2007. GGE Biplot vs. AMMI Analysis of Genotype-by-Environment Data. *Crop Science*, 47 (2): 641-53.
348. Yang C, Ellouze W, Navarro-Borrell A, Esmaeili Taheri A, Klabi R, Dai M, Kabir Z and Hamel C, 2014. Management of the arbuscular mycorrhizal symbiosis in sustainable crop production. *Mycorrhizal fungi: use in sustainable agriculture and land restoration. Soil Biology*, 41: 89-113.
349. Yang S, Vanderbeld B, Wan J and Huang Y, 2010. Narrowing down the targets: Towards successful genetic engineering of drought-tolerant crops. *Molecular Plant*, 3: 469-490.
350. Yooyongwech S, Phaukinsang N, Cha-um S and Supaibulwatana K, 2013. Arbuscular mycorrhiza improved growth performance in *Macadamia tetraphylla L.* grown under water deficit stress involves soluble sugar and proline accumulation. *Plant growth regulation*, 69(3): 285-293.
351. Yu TE, Egger KN and Peterson RL, 2001. Ectoendomycorrhizal associations characteristics and functions. *Mycorrhiza*, 11: 167-177.
352. Zali H, Farshadfar E, Sabaghpour SH and Karimizadeh R, 2012. Evaluation of genotype × environment interaction in chickpea using measures of stability from AMMI model. *Annals of Biological Research*, 3 (7): 3126-36.
353. Zhang J, Chen W, Dell B, Vergauwen R, Zhang X, Mayer JE and Van den Ende W, 2015. Wheat genotypic variation in dynamic fluxes of WSC components in different stem segments under drought during grain filling. *Front. Plant Sci.*, 6 :624.
354. Zhang Q, Yang R, Tang J, Yang H, Hu S and Chen X, 2010. Positive feedback between mycorrhizal fungi and plants influences plant invasion success and resistance to invasion. *PLoS one*, 5(8): e12380.
355. Zhang S, Lehmann A, Zheng W, You Z and Rillig MC, 2019. Arbuscular mycorrhizal fungi increase grain yields: A meta-analysis. *New Phytologist*, 222(1): 543-555.
356. Zhang X, Li W, Fang M, JixianY and Meng S, 2016. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on carbon and nitrogen distribution and grain yield and nutritional quality in rice (*Oryza sativa L.*). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97: 2919-2925.
357. Zhu J-K, 2001. Cell signaling under salt, water and cold stresses. *Current Opinion Plant Biology*, 4(5):401-406.
358. Zhu X, Song F and Liu S, 2010a. Arbuscular mycorrhiza impacts on drought stress of maize plants by lipid peroxidation, proline content and activity of antioxidant system. *Journal of Food, Agriculture and Environment*, 9: 583-587.
359. Zhu XC, Song FB and Xu HW, 2010b. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on photosynthetic characteristics of maize under low temperature stress. *The Journal of Applied Ecology*, 21:470-475.
360. Zlatev Z and Lidon F, 2012. An overview on drought induced changes in plant growth, water relations and photosynthesis. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 24(1): 57-72.

ملخص

يستكشف هذا العمل فرص تحسين إنتاج القمح الصلب في المناطق المعرضة للجفاف، ويمكن تلخيص العمل المنجز في جزأين. يقدم الجزء الأول تقييمًا لـ 17 نمطًا وراثيًا من القمح الصلب زرعت في 5 بيئات خلال المواسم 2016/2017، 2018/2019 و 2019/2020 في سطيف (الجزائر). أظهر تحليل التباين للمحصول أن تأثير البيئة (E) والتي اختلفت حسب توفر المياه بشكل رئيسي، كان الأكبر، يليه تأثير تفاعل النمط الوراثي مع البيئة (IGE) ثم التأثير الرئيسي للنمط الوراثي (G). يمثل أداء الأنماط الوراثية تحت الإجهاد ربع إنتاجيتها في الظروف المواتية. أثر هذا الإجهاد على الأنماط الجينية بشكل مختلف اعتمادًا على مؤشرات تحمل الإجهاد المحسوبة. استقرار الإنتاجية تباين بين الأنماط الوراثية وفقًا لمؤشرات الاستقرار المحسوبة ووفقًا للأهمية الممنوحة للإنتاجية من قبل هاته المؤشرات. تحليل حسب نموذج AMMI استطاعت أن تفسر (87.9%) من الIGE. سمح معلم 1AMMI بإظهار إنتاجية الأنماط الجينية والبيئات بالإضافة إلى استقرار إنتاجية الأنماط الجينية، بينما سمح معلم 2AMMI بإظهار مساهمة البيئات والأنماط الجينية في تباين المحصول وإبراز وجود أو غياب تكيف الخاص للأنماط الجينية لبيئات الدراسة. مكّن تحليل أنموذج GGE من تمثيل (79.71%) من تغيرات (النمط الوراثي + تفاعل النمط الوراثي * البيئة) (G + IGE).

الجزء الثاني يستكشف إمكانية استغلال الفطريات الجذرية الشجرية في إنتاج القمح الصلب. كان لمعالجة 3 أنماط وراثية من القمح الصلب في أصص مع/أو دون إجهاد مائي في نهاية الموسم بالفطريات الجذرية الشجرية تأثير إيجابي على النمو، الإنتاج، نجاعة استخدام المياه، وتحمل الجفاف في نهاية الدورة. كان للمعالجة الحقلية بالفطريات الجذرية الشجرية لـ 5 أنماط وراثية من القمح الصلب تأثير إيجابي على معدل استعمار الجذور من طرف الفطريات الجذرية الشجرية، تحمل الجفاف، نجاعة استخدام المياه وانتقال منتجات التركيب الضوئي إلى الحن، مما أدى إلى تحسن معتبر في المحصول. أظهرت المقارنة بين تأثير خدمة التربة التقليدية والبذر المباشر على الفطريات الجذرية الشجرية في القمح الصلب في 3 مواقع في سطيف تباينًا في نسبة استعمار الجذور بين المواقع وأنظمة خدمة التربة، بينما كثافة الأبواغ تختلف باختلاف المواقع. أدى البذر المباشر إلى تحسين نسبة استعمار الجذور بمقدار النصف مقارنة خدمة التربة التقليدية وكان هذا التحسن أكثر أهمية في المواقع التي المعرضة للجفاف..

الكلمات المفتاحية: القمح الصلب (*Triticum durum* Desf.)، إجهاد مائي، تحمل الجفاف، استقرار الإنتاجية، الفطريات الجذرية الشجرية، الأسمدة الحيوية.

Résumé

Ce travail explore des possibilités d'amélioration de la production de blé dur en zone à contrainte hydrique, les travaux réalisés peuvent être résumés en deux parties. La première partie présente une évaluation de 17 géotypes de blé dur cultivés dans 5 environnements durant les campagnes 2016/2017, 2018/2019 et 2019/2020 à Sétif (Algérie). L'analyse de variance des rendements a montré que l'effet de l'environnement (E) qui a varié surtout selon la disponibilité de l'eau, a été le plus important, suivi par l'effet de l'interaction géotype*environnement (IGE) puis l'effet principal du géotype (G). La performance des géotypes sous stress a représenté un quart de la performance en conditions favorables. Cet impact du stress a affecté différemment les géotypes selon les indices calculés de tolérance au stress. La stabilité de la performance des géotypes a varié selon les indices calculés et selon la considération apportée à la productivité par ces derniers. L'analyse d'AMMI explique l'IGE (87,9%). Le biplot AMMI1 a permis de visualiser la productivité des géotypes et des environnements ainsi que la stabilité des géotypes, tandis que le biplot AMMI2 a permis de visualiser la contribution des environnements et des géotypes dans la variation des rendements et de visualiser la présence ou l'absence d'une adaptation spécifique des géotypes aux environnements d'étude. L'analyse de GGE représente (79,71%) des variations (G+IGE).

La deuxième partie explore la possibilité d'exploitation des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) dans la production de blé dur. L'inoculation par les CMA de 3 géotypes de blé dur en pot avec ou sans déficit hydrique en fin de cycle a eu un effet positif sur la croissance, la production, l'efficacité d'utilisation de l'eau et la tolérance à la sécheresse en fin de cycle. L'inoculation par les CMA de 5 géotypes en plein champs a eu un effet positif sur le taux de colonisation racinaire (TCR), la tolérance à la sécheresse, de l'efficacité d'utilisation de l'eau et la translocation des réserves vers les grains, ce qui a amélioré significativement le rendement. La comparaison entre l'effet du travail du sol conventionnel et le semis direct sur les mycorhizes arbusculaires chez le blé dur dans 3 sites à Sétif a montré une variation des TCR entre les sites et les systèmes de travail du sol alors que la densité des spores a varié en fonction des sites. Le semis direct a amélioré les TCR de moitié par rapport au travail conventionnel et cette amélioration a été plus importante sous déficit hydrique.

Mots clé : Blé dur (*Triticum durum* Desf.), déficit hydrique, tolérance à la sécheresse, stabilité du rendement, Mycorhize arbusculaire, biofertilisant.